Die Entwicklung der Protonemata und die Anlage der Stämmchen bei einigen Laubmoosen.

Inaugural-Dissertation

zur

Erlangung der Doktorwürde

der

Hohen Philosophischen Fakultät

der

Philipps-Universität zu Marburg

vorgelegt von

Karoline Oberheidt

aus Linden (Ruhr).

Marburg 1931.

Bonner Universitäts-Buchdruckerei Gebr. Scheur, Bonn.

Als Dissertation angenommen am 23. Januar 1930.
Berichterstatter: Herr Prof. Dr. P. Clausen.
Tag der mündlichen Prüfung: 7. Mai 1930.

Gedruckt mit Genehmigung der Fakultät.

R. UNIV.
BIBLIOTHEEK
LEIDEN

Diese Arbeit erscheint unter dem gleichen Titel in den Verhandlungen des Naturhistorischen Vereins für Rheinland und Westfalen zu Bonn, Jahrg. 87, 1930.

Inhalt.

Seite

A. Ziel der Arbeit 2
B. Historisches 2
C. Technisches 7
I. Kulturmethoden 7
II. Herstellung der Präparate 11
III. Zeichnungen 14
D. Eigene Untersuchungen an Protonemata und Moosstämmchenknospen 15
I. Allgemeine Bemerkungen über die untersuchten Moose . . 15
II. Untersuchungen an einzelnen Moosen 19
1. *Ceratodon purpureus* (L.) Brid. 19
2. *Bartramia pomiformis* Hedw. 29
3. *Bryum caespiticium* L. 32
4. *Pohlia nutans* Lindb. 33
5. *Leptobryum piriforme* (L.) Schpr. 34
6. *Funaria hygrometrica* (L.) Sibth. 36
7. *Grimmia pulvinata* (L.) Smith. 40
8. *Grimmia apocarpa* (L.) Hedw. 42
9. *Mnium hornum* L. 43
10. *Tortula muralis* (L.) Hedw. 44
11. *Polytrichum formosum* Hedw. 45
12. *Georgia pellucida* (L.) Rabenh. 46
III. Zusammenfassung 49
E. Literatur 52

A. Ziel der Arbeit.

Ueber einen Versuch, die Keimungen der Sporen verschiedener Laubmoosarten zu beobachten und das Wachstum der entstehenden Protonemata im einzelnen zu verfolgen, soll in der vorliegenden Arbeit berichtet werden. Zwar sind schon häufig, namentlich während der letzten fünfzig Jahre, junge Protonemata beschrieben worden, aber es hat bisher — außer Dening — kein einziger Autor ein und dasselbe Protonema in seinem Wachstum fortlaufend beobachtet und zu verschiedenen Zeiten gezeichnet, wodurch allein man z. B. sicher feststellen kann, ob ein Seitenfaden wirklich am Ende einer Zelle entstanden ist oder ob sich nicht nachträglich oberhalb seiner Basis eine Querwand gebildet hat, wodurch der Anschein erweckt wird, als ob der Seitenfaden aus dem apicalen Ende der Zelle hervorbräche. Ich habe daher in der Hauptsache meine Untersuchungen bei einer bestimmten Art an demselben wachsenden Protonema angestellt und es zum Vergleiche an aufeinanderfolgenden Tagen gezeichnet.

Die zweite Hauptaufgabe dieser Arbeit ist die, die Entstehung der Moosstämmchenknospe und ihr Wachstum zu verfolgen. Seit Leitgeb ist häufig über ältere und sich entwickelnde Moosblätter und Moosstämmchen gearbeitet worden. Keiner der Autoren — mit Ausnahme von Dening — aber hat die Anatomie der Knospe an Schnitten beschrieben. Ich habe mich bemüht, diese Lücke in der Anatomie des Moosstämmchens, soweit ich konnte, auszufüllen, indem ich zwei Moose sowohl während ihres Wachstums, als auch an Schnittserien untersuchte.

B. Historisches.

Laubmoose und ihre ersten Keimstadien sind häufig beschrieben worden. Nach Agardh (Seite 393) war Stähelin (1724) der erste, welcher aus Moossporen Stämmchen zog. Später verwendeten nach Agardh (Seite 393) und S. O. Lindberg (Seite 3, 4) J. Hill (1762) und David

Meese (1768) den Inhalt der Mooskapseln zur Aussaat. Ehrhart (1781) gebrauchte bereits den Ausdruck „Sporen". Richtig gedeutet wurden diese Gebilde aber erst von Hedwig (1782). Er zog aus ihnen Moose. Sein Werk enthält Abbildungen junger Protonemata von *Funaria hygrometrica* (L.) Sibth. mit je einem chlorophyllarmen Faden, den die Sporenzelle entsendet. Er nannte die Laubmoossporen „Samen", den chlorophyllarmen Faden, der bei der Keimung der Spore von *Funaria hygrometrica* (L.) Sibth. auftreten kann, „Radicula" und die chlorophyllhaltigen Keimschläuche, die bei der Keimung sichtbar werden, „Cotyledonen". Hedwig nahm an, daß jede Moosspore nur eine Moosstämmchenknospe hervorbringen könnte. Cassebeer (1823) gebrauchte ebenfalls die Bezeichnung „Samen" für Laubmoossporen, hielt aber den chlorophyllarmen Faden und den chlorophyllhaltigen Keimschlauch nicht mehr für Homologa der Radicula und des Cotyledons der höheren Pflanzen. Man nannte damals allgemein die Protonemata wegen ihrer Aehnlichkeit mit gewissen Algen „confervoide Fäden". Cassebeer bewies zum ersten Male experimentell, daß aus den Sporen einer Moosart nur diese selbst und keine andere entstehen kann. Er fand, daß das Aussehen der Protonemata nicht nur durch die Art der zur Keimung verwendeten „Samen", sondern auch durch äußere Einflüsse bedingt wird. Er bemerkte, daß die „confervoiden Fäden" in Wasser üppiger gediehen als in einem trockeneren Medium und nicht über das Protonemastadium hinauskamen, wenn sie im Wasser blieben. Aber obwohl er erkannte, daß zu jedem Laubmoose nur ein bestimmtes Protonema gehört, behielt er doch noch die einzelnen Confervennamen bei, die man vor seinen Untersuchungen für die Protonemata nach ihrem Aussehen, unabhängig von ihrer Herkunft, gewählt hatte. Cassebeer sowohl wie Nees von Esenbeck (1824) nahmen an, daß die Moosstämmchenknospen durch Verflechtung der „Confervenfäden" entständen. Agardh (1830—32) führte als Sammelnamen für die Confervenbezeichnungen der Moose den Ausdruck „Protonema" ein, der in Deutschland durch die Uebersetzung seines Lehrbuches und außerdem als „Protonema Agardh" durch Wallroth (1831) bekannt wurde. Einige Jahre später prägte dafür Bischoff (1836) den deutschen Namen „Vorkeim". Bischoff bezeichnete mit dem Worte „Wurzelhaare" die Gebilde, die heute als Stämmchenrhizoiden bekannt sind. Meyen (1839) bemerkte, daß die äußere Sporenhaut, wie er das Exospor

nannte, bei der Keimung reißt, und fand keine dafür bevorzugte Stelle. Den chlorophyllreichen Faden, der bei der Keimung aus der Spore entsteht, nannte er, wenn er noch verhältnismäßig klein war, den „Keimschlauch", wenn er größer wurde, den „Keimfaden", im Gegensatze zu den chlorophyllarmen Fäden, den „Wurzelhärchen". Meyen stellte bereits 1836 fest, daß einzelne Zellen der Luftfäden anschwellen und sich dann von ihren Nachbarzellen lösen können. 1839 gab er an, daß solcher Zerfall bei jedem Keimfaden eintreten kann. Schon vor Meyen müssen die Botaniker nach dessen Angaben (1839, Seite 403) die Annahme, daß die Moosstämmchenknospen durch Verflechtung der Protonemafäden entständen, aufgegeben haben. Meyen selbst hat die Entstehung einer Knospe nicht beobachtet und hält folgendes für möglich (1839, Seite 403): „Vielleicht schwillt die Basis des Keimschlauchs zu einem Knötchen an, welches sich nach oben in das Stämmchen verlängert." Die Arbeit von Schleiden (1843) zeigt gegenüber der von Meyen in bezug auf die Entwicklung des Protonema und der Entstehung der Knospe keinen Fortschritt. Schleiden nahm sogar im Gegensatze zu Meyen noch 1861 an, daß sie durch Verflechtung von Protonemafäden entstände. Nach Schleiden wächst das Moosblatt an seiner Basis. Nägeli (1845) bestätigte Meyens Vermutung, daß die Knospe aus einem einzigen Protonemafaden hervorgehe. Nach Nägeli besitzt nur die Spitzenzelle des Fadens die Fähigkeit, zu wachsen und sich zu teilen. Dagegen können nach seiner Meinung alle übrigen Zellen des Keimfadens, die er „sekundäre Zellen" nennt, seitliche Fortsätze bilden, die sich genau so wie der Hauptfaden verhalten. Nägeli fand, daß sich die Wände des in die Erde eindringenden Protonema bräunen. Nach seiner Ansicht, die der von Schleiden widerspricht, wachsen die Moosblätter nur an ihrer Spitze. Schimper (1848) gab die Keimdauer der Sporen von *Funaria hygrometrica* und die Zeit von ihrer Aussaat bis zur Knospenbildung an. Er untersuchte die Blattstellungen verschiedener Moose und fand, daß die $^1/_3$- in die $^3/_8$- und umgekehrt die $^3/_8$- in die $^1/_3$-Blattstellung übergehen kann und daß die Verhältnisse bei anderen Blattstellungen ähnlich liegen. Hofmeister (1851) stellte im Gegensatze zu Schleiden und Nägeli fest, daß das Moosblatt zuerst mit zweischneidiger Scheitelzelle wächst und dann eine Streckungszone an der Basis des Blattes auftritt. Er gab an, daß die Scheitelzelle des Stämmchens „dreiseitig pyramidal" oder nach dem heute gebräuch-

lichen Ausdruck „dreischneidig" ist. Abweichend von Nägeli nahm er für den Seitenfaden des Protonema ein anderes Verhalten im Wachstum als für den Hauptfaden an. Er meinte, nur die Hauptfäden könnten Moosknospen hervorbringen. Hofmeister führte die Bezeichnung „Protonema" wieder ein, ließ aber den von Wallroth hinzugefügten Namen Agardh fort. 1854 gab er als erster an, daß aus *Sphagnum*sporen eine einigermaßen einem *Anthoceros* gleichende Zellfläche entsteht. Hofmeister wie auch Gümbel (1854) bezeichneten mit „Vorkeim" sowohl das Protonema der Moose, das bei der Keimung der Spore entsteht, wie das, welches aus Stämmchen hervorgeht. Sachs (1868) wendete für den bis dahin üblichen Ausdruck „Wurzelhärchen" neben diesem die Bezeichnung „Rhizoid" an und bildete zum ersten Male das Protonemablatt von *Georgia pellucida* (L.) Rabenh. (= *Tetraphis pellucida* Hedw.) ab. Berggren (1868) und, unabhängig von ihm, Kühn (1874) untersuchten die Keimung der *Andreaeaceen* und ihre eigenartigen Vorkeime. 1870 gab Berggren an, daß das Protonemablatt von *Georgia pellucida* mit einschneidiger Scheitelzelle wächst, daß später die aus ihr entstandenen Segmente durch perikline und antikline Wände gegliedert werden und daß die Moosstämmchenknospe durch Aufteilung einer Zelle aus dem Grunde des Protonemablattes in eine dreischneidige Scheitelzelle entsteht. H. Müller (Thurgau) (1874) nannte den aus der Spore entstandenen Vorkeim „primäres Protonema" im Gegensatze zu dem, das aus Moosstämmchen hervorgeht und das man aus zerstückelten Stämmchen und Blättern erhalten kann. Er führte den Ausdruck „Moosknospe" für das junge, am Protonema sich bildende Stämmchen ein (Seite 491). Nach seiner und der Sachs'schen Meinung haben die Querwände der Keimfäden dieselbe Neigung zueinander wie die Längswände im Scheitel, nur daß im Protonema die Querwände nicht aufeinandertreffen. Nach Müller (Thurgau) entsteht die dreischneidige Scheitelzelle einer „Moosknospe" aus der Endzelle eines kurzen Seitenfadens. Er fand meistens sofort unterhalb der Scheitelzelle einen Protonemafaden, den er den „Blattvertreter" nannte. Da er in seinen Kulturen gleichzeitig viele junge Stämmchen fand, nahm er an, daß sie auf ihrem ersten Stadium eine Zeitlang stehen blieben. Er sah, daß die aus den ersten Segmenten hervorgehenden Blätter sehr klein und rippenlos sind. 1887 zeigte Errera auf der 60. Versammlung deutscher Naturforscher und Aerzte zu Wiesbaden zum

ersten Male, daß die Querwände der Moosrhizoiden sohlenförmig gebogen sind. Während die Botaniker bis dahin hauptsächlich primäre Protonemata kultiviert hatten, fingen sie jetzt mehr und mehr an, „sekundäre", d. h. solche aus irgendwelchen Moosstämmchen-Stücken, zu ziehen. Diese Vorkeime werden nach den Pflanzenteilen benannt, denen sie ihre Entstehung verdanken. Z. B. heißen diejenigen, welche man aus Blättern gewinnt, „blattbürtige Protonemata". Goebel (1889) fand, daß sich in den Keimfäden zwischen zwei vorhandenen Querwänden nachträglich eine Wand einschieben kann. Er zog Vorkeime auf Agar-Agar. Diese Kulturmethode wurde in der folgenden Zeit von den Botanikern immer mehr bevorzugt. Klebs (1893) stellte fest, daß Protonemata, die durch Auswachsen von Blattzellen entstanden sind, schneller als primäre Protonemata zur Moosstämmchenbildung schreiten. Er beobachtete, daß Knospen sich nur dann bilden können, wenn Licht, das nicht unter eine bestimmte Intensität hinabsinken darf, auf die Protonemata einwirkt. Correns (1899) prägte — im Gegensatze zu den „Rhizoiden" von Müller (Thurgau) — den Ausdruck „Chloronema" für das chlorophyllhaltige Protonema. Er zog viele sekundäre Vorkeime und führte für ihre Brutkörper und Brutzellen und die Zellen, die sie von dem Protonema trennen, eine besondere Nomenklatur ein. Zederbauer (1902) zog primäre Protonemata und beschrieb deren junge Stämmchen. Giesenhagen (1905) fand, daß die Querwand des Protonemafadens und die des „Rhizoids" von Müller (Thurgau) stets senkrecht zur Richtung der Kernspindel stehen. In neuerer Zeit hat Janzen (1909, 1913) primäre Protonemata gezogen, um aus ihnen Moosstämmchen zu erhalten. Haberlandt (1918) untersuchte das Wachstum, die Verzweigung und Verflechtung der Stämmchenrhizoiden. Von den übrigen Botanikern von der Zeit von Müller (Thurgau) an, die sich mit Protonemata beschäftigten: Paul (1903), Becquerel (1906), Schöne (1906), Westerdijk (1907), Servettaz (1913), v. Ubisch (1913), Lampa (1915), Gurlitt (1918), Lesage (1918), Brown (1919), Pringsheim (1921), Vilhelm (1923), Patschovsky (1928) arbeiteten viele hauptsächlich physiologisch und sehr oft an sekundären Protonemata.

C. Technisches.

I. Kulturmethoden.

1. Behandlung der Mooskapseln und ihre Aufbewahrung.

Die zur Aussaat verwendeten Mooskapseln wurden ausnahmslos, wenn sie trocken und reif, aber noch nicht aufgesprungen waren, an ihrem Stiele abgeschnitten und in kleinen Vorratsgläschen aufgehoben, die etwa 1—2 Stunden bei 140° C. im Trockensterilisator erhitzt worden waren. Die Gläschen wurden mit einem Pfropfen aus keimfreier Watte verschlossen. Anfangs sterilisierte ich die zur Aussaat verwendeten Mooskapseln, ehe ich sie in die Vorratsgläschen brachte, indem ich sie kurz in 70%igen Alkohol eintauchte und dann auf Filtrierpapier trocknen ließ. Ich bemerkte jedoch bald, daß infolgedessen bei einem großen Teil der Sporen die Keimdauer verlangsamt wurde. Weiter fand ich, daß alle Kulturen, ob sie durch Aussaat von Sporen aus sterilisierten oder nicht keimfrei gemachten Kapseln gewonnen waren, gleichermaßen unter Pilzen zu leiden hatten. Daraufhin unterließ ich die Sterilisation der Kapseln.

2. Kultur der Moose.

a) Auf Agar-Agar-Nährplatten. Herstellung der Nährböden. Um die Entwicklung der Protonemata gut verfolgen zu können, zog ich sie auf Agar-Agar-Nährplatten, die ich auf folgende Weise herstellte. 15 g Stangen-Agar-Agar wurden in fließendem Leitungswasser abgewaschen und mindestens 24 Stunden lang in Wasser aufgeweicht, dann unter Zusatz von 1 Liter Nährlösung bis zum Zergehen des Agar-Agar gekocht. Als Nährlösung wählte ich:

1. den auf kaltem oder heißem Wege hergestellten Bodenauszug von Brandstellen im Walde, an denen sich *Funaria hygrometrica* befand,
2. die Nährlösung von Knop und
3. die von Arthur Meyer (in der von Hugo Fischer abgeänderten Form unter Zusatz von NH_4NO_3).

Die Nährlösungen enthielten folgende Salze in den angegebenen Mengen:

1. Nährlösung von Knop:

$Ca(NO_3)_2$	1,00 g
KCl	0,25 g
$MgSO_4+7H_2O$	0,25 g
KH_2PO_4	0,25 g
$Fe_2Cl_6+12H_2O$, davon eine Spur.	

2. Nährlösung von Arthur Meyer:

KH_2PO_4	1,00 g
NH_4NO_3	1,00 g
$MgSO_4+7H_2O$	0,30 g
$CaCl_2+6H_2O$	0,10 g
NaCl	0,10 g
$Fe_2Cl_6+12H_2O$	0,01 g

Statt des primären benutzte ich häufig das sekundäre Kaliumphosphat, ohne daß die dadurch bedingte Verschiedenheit der Nährlösungen sich im Wachstum der Kulturen gezeigt hätte.

Die Nährlösung nach Arthur Meyer wandte ich in drei Konzentrationen an. Die Lösung I enthielt die oben angegebene Salzmenge in 2 Litern, die Lösung II in 1 Liter und die Lösung III in $^1/_2$ Liter destilliertem Wasser.

Der gekochte Nähr-Agar-Agar wurde, wenn er noch heiß war, mit Hilfe einer Wasserstrahlpumpe durch mit heißem Wasser angefeuchtete Watte filtriert. Dadurch wurden die Diatomeen entfernt, die sich sonst später bei der Herstellung der Schnittserien der auf dem Agar-Agar an den Protonemata sich entwickelnden Moosstämmchenknospen unliebsam bemerkbar gemacht haben würden. Der filtrierte Agar-Agar wurde in kleine Rundkölbchen von 100 ccm Inhalt gegossen, die, mit Wattepfropfen verschlossen, an zwei aufeinanderfolgenden Tagen je eine Stunde im Dampftopf sterilisiert wurden. Auf die Wattepfropfen aufgesetzte Pergamenthütchen verhinderten dabei das zu starke Eindringen des herabtropfenden Wassers. Petrischalen, in die die Nährböden ausgegossen werden sollten, wurden im Trockensterilisator mindestens zwei Stunden lang bei einer Temperatur von etwa 140° C. erhitzt. Die Schalen hatten meist eine Höhe von 2 cm und einen inneren Durchmesser von 9,3 cm. Weil ich wünschte, daß ihre Deckel sich möglichst wenig mit Kondenswasser beschlügen, wartete ich mit dem Einfüllen des Nährbodens so lange, bis der Agar-Agar so weit abgekühlt war, daß er sich gerade noch ausgießen ließ. Ich schob den entstöpselten Hals des Kölbchens vorsichtig unter den

etwas emporgehobenen Deckel der sterilisierten und wieder erkalteten Petrischale und füllte sie bis zur Höhe von etwa 0,75 cm mit Nähr-Agar-Agar. Durch das geringe Anheben des Petrischalen-Deckels wurde eine Infektion des Nährbodens — vor allem durch Pilze — so weit, wie es eben möglich war, verhindert.

Aussaat der Sporen. Vorsichtsmaßregeln bei der Aussaat. Die Aussaat der Sporen wurde möglichst entfernt von bereits angelegten Kulturen vorgenommen, denn die von mir untersuchten Moose besitzen Sporen, die zum Teil eine große Verbreitung durch den Wind erfahren. *Ceratodon purpureus* und *Funaria hygrometrica* stellten sich häufig als Unkraut in Kulturen anderer Moosarten ein. Meistens erkannte ich sie früh genug, manchmal aber auch erst dann, wenn sich Moosstämmchenknospen bildeten. Bei Einzelkulturen fand ich diese Unkrautmoose immer bald nach der Infektion heraus.

Die Aussaat selbst. Die Aussaat der Sporen erfolgte auf verschiedene Weise.

Sammelkulturen. Sammelkulturen, d. h. Petrischalen, in denen viele Protonemata derselben Moosart sich befanden, die durch Aussaat vieler Sporen entstanden waren, legte ich zuerst folgendermaßen an. Ich öffnete auf einem Objektträger mit Präpariernadeln eine Mooskapsel und ließ die Sporen auf den Objektträger fallen. Objektträger und Nadeln wurden vorher zur Sterilisation mehrere Male durch die Flamme gezogen. Dann stach ich in den Nährboden, auf den ausgesät werden sollte, mit einer geglühten und noch heißen Platinnadel, wodurch etwas Agar-Agar an der Nadel haften blieb. Ich holte nun mit ihr Sporen vom Objektträger und machte ein paar parallele und einige zu diesen senkrechte Ausstriche in der Petrischale. Bald aber vereinfachte ich die Aussaat der Sammelkulturen. Ich durchstach mit einer Präpariernadel, die mehrere Male zur Sterilisation durch die Flamme gezogen worden war, eine Kapsel, öffnete sie mit einer anderen, ebenso behandelten Nadel und klopfte nun mit dieser zweiten Nadel über der geöffneten Petrischale vorsichtig auf die erste Nadel. Dadurch gelangten Sporen auf den Nährboden. Diese Art der Aussaat hat gegenüber der ersten verschiedene Vorzüge: 1. die Oberfläche des Nährbodens wird geschont, 2. die Sporen werden gleichmäßiger über die ganze Schale verteilt, und 3. die Aussaat geht schneller vonstatten als bei der zuerst angewandten Methode.

Einzelkulturen. Außer diesen Sammelkulturen legte ich noch Einzelkulturen an, da ich fand, daß in den Sammelschalen die Protonemata oft so durcheinanderwuchsen, daß eine genaue Betrachtung ein und desselben Protonema an aufeinanderfolgenden Tagen fast unmöglich wurde. Die Einzelkulturen erhielt ich auf ähnliche Weise wie die ersten Sammelkulturen. Da mir jedoch eine Platinnadel zu dick erschien, um damit eine einzelne Spore in den Nähr-Agar-Agar zu impfen, so nahm ich statt ihrer eine besonders fein zugespitzte, in der Flamme sterilisierte Präpariernadel, holte damit unter dem Binokular eine Spore vom Objektträger und rollte dann die Spitze der Nadel leicht auf der Agar-Agar-Platte ab. Darauf wurde die Spore unter dem Mikroskop aufgesucht, so eingestellt, daß sie genau in der Mitte des Gesichtsfeldes lag, und unter der Schale mit einem Fettstifte ein Kreis gezogen, der genau den Lichtkegel, der in das Mikroskop fiel, umgab. Mittels dieses Kreises und eines ebenfalls mit Fettstift hergestellten Striches an der äußeren Wandung der inneren Petrischale konnte ich die Spore jederzeit sofort wiederfinden.

Kennzeichnung einzelner Stellen in den Kulturen. Um mir Stellen in den Kulturen zu merken, wandte ich nur die soeben erwähnte Art der Markierung an. Sie hat gegenüber der durch feine Glasfäden oder Papierfähnchen, die in die Schale gelegt werden, den großen Vorzug, daß eine Infektion durch Pilze fast unterbleibt.

Bezeichnung der Schalen. Die äußere Wandung des inneren Petrischalendeckels versah ich stets mit einem zur Basis der Schale vertikalen Strich, um die Kulturen nach einer Betrachtung wieder in dieselbe Lichtrichtung stellen zu können, die sie vorher hatten. Auf dem Deckel der Petrischale wurden der Name des ausgesäten Mooses und die Merkzahl für die Kultur verzeichnet. Ueber jede von ihnen führte ich ein besonderes Kontrollblatt.

Standort der Kulturen. Zum Teil standen die Kulturen im Sommer im Freien auf der Nordseite des Botanischen Instituts auf einem Gestell, das oben zu ihrem Schutze mit einem Dache versehen war. Der größte Teil der Schalen aber befand sich während der ganzen Versuchszeit vor den Fenstern des Arbeitsraumes, und zwar vor drei Südfenstern und einem Westfenster. Die Durchschnittstemperatur dieses Raumes betrug 17° C.

Schutzmaßnahmen zur Erhaltung der Protonemata. Schutz gegen Sonnenstrah-

len. Gegen starkes Sonnenlicht, das die Protonemata schädigt, wurden die Kulturen durch Mattscheiben und Vorhänge vor den Fenstern und durch Auflegen von dünnem, lichtdurchlässigem, grauem Zeichenpapier auf die Schalen geschützt.

Ersatz des Wasserverlustes des Nährbodens. Den Wasserverlust des Nährbodens, der sich mit der Zeit stets bemerkbar macht, suchte ich anfangs auf ähnliche Weise wie Janzen zu ersetzen und spritzte mit einem Zerstäuber sterilisiertes Leitungswasser auf die Kulturen. Eine Kontrolle unter dem Mikroskop zeigte jedoch, daß dabei viele Protonemazellen vernichtet wurden. In der Folgezeit stach ich daher kleine Stücke Agar-Agar am Rande der Schale aus und füllte in die so entstandenen Vertiefungen Leitungswasser, das in derselben Weise wie der Nährboden keimfrei gemacht worden war. Ich nahm dazu keine Nährflüssigkeit wie Janzen, weil das eine Anreicherung des Nährbodens an Salzen zur Folge gehabt hätte.

Schutz gegen die trockene Zimmerluft bei der Beobachtung der Kulturen und gegen das Eindringen von Pilzen, Algen und Tieren in die Schalen. Damit die Kulturen bei der Betrachtung unter dem Mikroskop durch die trockene Zimmerluft und unter Pilzinfektion nicht litten, bedeckte ich sie zum Schutze mit einer Glasscheibe, die ein Loch für das Objektiv besaß. Ich habe des öfteren mit Hilfe einer Präpariernadel kleine Protonemata aus einer von Algen oder Pilzen befallenen Kultur in eine neue Schale übertragen müssen. Die Pilze, unter ihnen vor allem die *Mucorineen*, waren den Kulturen bei weitem nicht so schädlich wie Algen, die oft den Inhalt ganzer Schalen vernichteten. Kulturen, die im Freien standen, hatten, weil die Deckel der Schalen nicht dicht genug schließen, häufig unter Tieren — sogar unter Raupen — zu leiden, die meistens entfernt werden konnten.

b) Kultur der Moose auf Erde. Um vergleichen zu können, zog ich außer den Kulturen in Petrischalen Protonemata auf Erde in Blumentöpfen im Freien.

II. Herstellung der Präparate.

Ich stellte Totalpräparate von Protonemata, Moosstämmchenknospen und Moosblättchen und Schnittserienpräparate von Knospen und jungen Stämmchen her.

1. Herstellung von Totalpräparaten. Die Totalpräparate fertigte ich auf folgende Weise an:

a) Totalpräparate von Protonemata und Moosstämmchenknospen. Aus den Kulturen schnitt ich Stellen heraus, fixierte sie mit Juelscher Flüssigkeit

(Alkohol 65% . . . 800 ccm,
Eisessig . . . . . 16 ccm,
Zinkchlorid . . . . 16 g)

12 bis 24 Stunden lang, wusch sie mit 60—70%igem Alkohol aus und färbte sie dann 10 Minuten bis einige Stunden mit Haemalaun nach P. Mayer. Nach erfolgter Differenzierung mit 1%iger Kaliumalaunlösung wusch ich die Präparate in fließendem Leitungswasser. Darauf wurden die Objekte durch langsam ansteigende Alkoholstufen bis zum 90%igen Alkohol gebracht. Ich schnitt nun die das Protonema enthaltende Schicht von dem Agar-Agar-Block mit dem Rasiermesser dünn ab, übertrug sie in 96%igen, dann in absoluten Alkohol, darauf durch eine Mischung von gleichen Teilen von Xylol und absolutem Alkohol in reines Xylol. Zuletzt wurde das Präparat auf den Objektträger in Kanadabalsam, der mit Xylol verdünnt war, gebracht und mit einem Deckgläschen bedeckt. Etwa alle zwei Stunden wurde dem Präparate neuer Kanadabalsam zugefügt, bis dieser dickflüssig genug geworden war.

b) Totalpräparate von Blättern. Blattpräparate wurden auf folgende Weise hergestellt. Es wurden Knospen und junge Stämmchen, die später zur Blattanalyse verwendet werden sollten, mit Juelscher Flüssigkeit fixiert und in eosinhaltigem, 70%igem Alkohol bis zur Präparation aufgehoben. Außerdem wurden frische Knospen und junge Stämmchen in Eau de Javelle gebleicht, um die Wände deutlich sichtbar zu machen, und dann sofort präpariert. Die Blätter wurden stets von dem ersten Segmente einer Knospe an, das ein Blatt trug, bis zu älteren Blättern mit besonders spitz geschliffenen Präpariernadeln unter dem Binokular abgestochen. Dabei geschah es leicht, daß die Blätter kurz über der Basis abbrachen, weil sich dort eine Wachstumszone befindet. Von den Blättern wurden Glyzerin-Gelatine-Präparate hergestellt.

2. Herstellung von Schnittpräparaten. a) von Längsschnitten. Orientierung der Knospen vor der Fixierung. Die Knospen der Moosarten, die ich schnitt, sind nicht einmal 0,10 mm. meistens nur 0,05 mm breit und oft kaum länger als breit. Es war deswegen unmöglich, eine einzelne Knospe

auf dem Paraffinblock des Mikrotoms genau zu orientieren. Ich stach daher unter dem Binokular aus dem Agar-Agar Stellen bis auf den Boden der Schale mit möglichst vielen Knospen aus, und zwar so, daß zwei gegenüberliegende Schnittflächen einander und der Längsrichtung der Knospen parallel waren. Diese Stücke wurden ausschließlich dazu benutzt, Knospenlängsschnitte herzustellen. Bei ihnen kam es mir darauf an, solche Bilder zu erhalten, die sowohl die Scheitelzelle gut längs getroffen, wie wenigstens eine Zelle des Knospenstieles zeigen. In nur verhältnismäßig wenigen Fällen liegen Knospenstiel und Spitze der Scheitelzelle in einer Richtung. Außerdem können die Knospen sich während ihres Wachstums vielfach krümmen. So kam es, daß zwar bei den meisten Knospenlängsschnitten die Scheitelzelle gut längs getroffen war, daß aber der Stiel der Knospe sich nicht im selben Schnitt befand, ja, daß tiefer liegende Segmente bereits fast tangential, statt radial getroffen waren. Die Anfertigung guter Knospenlängsschnitte nahm daher trotz der angegebenen Orientierungsmethode eine ebenso lange Zeit in Anspruch wie die Herstellung der Kulturen und die Beobachtung der Protonemata und der an ihnen entstehenden Moosstämmchenknospen.

Fixierung der Knospen. Ich fixierte die Blöcke, die die Knospen enthielten, entweder in Chromsäure-Eisessig

(Chromsäure . . . . . 1 g,
Eisessig . . . . . 3 g,
dest. Wasser . . . . 96 g),

in Juelscher Flüssigkeit (s. S. 12) oder im Carnoyschen Gemisch

(3 Teile Alkohol abs., 1 Teil Eisessig).

Von diesen Gemischen fixierte Chromsäure-Eisessig Cytoplasma und Kern am besten.

Die Weiterbehandlung der Präparate geschah nach den Vorschriften, die Sieben macht. Als Uebergangsmittel vom Alkohol zum Paraffin wurde in den meisten Fällen Xylol, seltener Chloroform gebraucht. Nach dreitägigem Aufenthalte im Thermostaten waren die Objekte vom Paraffin vom Schmelzpunkte 52° C. durchtränkt.

Die Schnitte wurden mit dem Jungschen Mikrotom angefertigt. Ihre Dicke betrug bei *Ceratodon purpureus* 5 μ, bei *Bartramia pomiformis* Hedw. 4 oder 5 μ. Die Schnittdicke von 4 μ bewährte sich bei *Bartramia pomiformis* am besten.

Färbung. Ich färbte die Längsschnitte entweder mit einem Gemisch von Fuchsin und Jodgrün nach A. Zimmermann oder mit Haematoxylin nach Heidenhain und benutzte im letzteren Falle in Nelkenöl gelöstes Eosin (1 Teil Nelkenöl, 1 Teil mit Eosin gesättigtes Nelkenöl) oder Lichtgrün (1 Teil Nelkenöl, 1 Teil mit Lichtgrün gesättigtes Nelkenöl) zur Gegenfärbung. Bei Knospenlängsschnitten bevorzugte ich die Färbung mit Haematoxylin nach Heidenhain und darauf folgende Gegenfärbung mit Eosin, weil sie die klarsten Bilder lieferte. Bei der Differenzierung dieser Präparate mußte ich mich nach der Färbung der Protonemazellen richten, weil Knospenschnitte schwer zu finden waren. Wenn das Protonema nur noch schwach gefärbt erschien, war die Färbung der Knospenschnitte meist gut.

b) Herstellung von Querschnitten. Außer Längsschnitten von Knospen fertigte ich noch Querschnitte von Stämmchen an. Dazu fixierte ich sie mit Juelscher Flüssigkeit (s. S. 12), die sich für diesen Zweck bewährte. Die Stämmchen wurden, bevor sie in absoluten Alkohol gelangten, mit in 96%igem Alkohol gelöstem Eosin vorgefärbt, damit sie später besser orientiert werden konnten. Ihre Weiterbehandlung geschah dann wie die der Agar-Agar-Blöcke, die die Knospen enthielten. Die Dicke der Stammquerschnitte betrug 5 μ. Das Eosin wurde aus den Schnitten durch Einwirkung von salzsaurem Alkohol (1 Tropfen konz. HCl auf 100 ccm 96%igen Alkohol) entfernt und die Schnitte dann mit in Alkohol gelöstem Safranin, mit Safranin und Lichtgrün nach Behrens oder mit Säurefuchsin und Jodgrün nach Zimmermann gefärbt. Wohl die besten Resultate lieferte die Färbung mit Safranin, während Haematoxylin die embryonalen Zellen gegenüber den älteren Teilen zu stark färbte.

III. Zeichnungen.

An einem Tage nahm ich stets viele Protonemata einer Moosart mit dem Abbeschen Zeichenapparat auf, da ich damit rechnen mußte, daß ich die meisten nicht lange verfolgen konnte, weil Pilze und Algen sich häufig in den Schalen einstellten, die Uebersicht erschwerten und oft die Kulturen vernichteten.

Bei der Wiedergabe des Fadenprotonema stieß ich auf dieselben Schwierigkeiten wie Dening. Die Protonemablätter von *Georgia pellucida* ließen sich, da sie Zellflächen

bilden, bedeutend leichter aufnehmen, obwohl sie sich nie in einer Ebene befanden und diese Lage auch nicht durch äußere Einwirkungen zu erzwingen war.

Ich habe sämtliche Zeichnungen dieser Arbeit so nach dem Lichteinfall orientiert, als ob das Licht von der oberen Buchkante her auf die Seiten, parallel zum Buchrücken, einfiele.

Die Originalzeichnungen wurden bei folgenden Vergrößerungen aufgenommen:

78 : 1, 134 : 1, 162 : 1, 225 : 1, 280 : 1, 340 : 1, 420 : 1, 580 : 1, 880 : 1, 1300 : 1, 1320 : 1, 2000 : 1

und dann auf photographischem Wege verkleinert.

D. Eigene Untersuchungen an Protonemata und Moosstämmchenknospen.

I. Allgemeine Bemerkungen über die untersuchten Moose.

In der Nomenklatur der Moose folgte ich Rabenhorsts Kryptogamenflora.

Die zur Aussaat verwendeten Sporen haben kugeltetraedrische Form. Sie stammten zum größten Teil von Moosrasen aus Marburg (Lahn) oder seiner näheren Umgebung. Ueber ihre Größe und ihr Aussehen sowie über die Fundorte der untersuchten Moose werde ich noch in den einzelnen Abschnitten berichten.

Das Exospor reißt im Augenblick der Keimung. Bei den von mir untersuchten Moosarten bewirkte ein Wachstum des Sporeninhaltes das Zerreißen an irgend einer oder mehreren beliebigen Stellen des Exospors. Die Spore entsandte danach einen bis mehrere Keimschläuche, deren Lage verschieden und unabhängig von der Richtung des Lichteinfalls war. Wenn die Keimschläuche sich verlängerten, wurde ihre Wachstumsrichtung zum Teil stark vom Lichte beeinflußt. Protonemata von Moosen, die in der Natur an sonnigen Stellen vorkommen (wie z. B. *Ceratodon purpureus*) verlangten meist sehr helle Standorte, und Vorkeime von Moosen, die an schattigen Plätzen gefunden werden (wie z. B. *Mnium hornum*), gediehen oft auch in der Kultur besser im Schatten.

Nur bei einer Moosart — bei *Funaria hygrometrica* — entsandte die „Sporenzelle", so nenne ich im Folgenden die Zelle, die bei der Keimung der Spore entsteht und die Keimschläuche bildet, nach der Keimung einen einzelligen, chloro-

phyllarmen Keimschlauch, den ich im Kapitel über *Funaria hygrometrica* beschreiben werde.

Der Chlorophyllgehalt der Spore nahm meist schon vor der Keimung zu. Die Chloroplasten wurden größer, wuchsen in die Länge und schnürten sich in der Mitte durch. Auf diese Weise entstanden stets durch direkte Chromatophorenteilung aus einem Chloroplasten zwei. Diese Art der Teilung behielten die Chloroplasten während ihres ganzen Wachstums bei, die junger Zellen hatten rundliche Linsenform, in älteren wurden sie länglicher, in alten hatten sie beinahe Stäbchengestalt.

Die Chromatophoren erwachsener Zellen waren im lebendem Zustand niemals zu zählen. Ihre Zahl kann am fixierten Material nur mit Hilfe einer Oel-Immersion angegeben werden.

Ein ähnliches Verhalten wie die Chromatophoren zeigten die Zellkerne. Junge Kerne waren ganz oder fast kugelig und hatten meist nur einen Nucleolus. In alten, aber ganz gesunden Zellen ziemlich stark verzweigter Protonemafäden fanden sich häufig sehr lang gestreckte, an den Enden zugespitzte Kerne mit mehreren Kernkörperchen. Diese Kernformen waren bereits bei den höheren Pflanzen bekannt. So fand Berthold (1886) sie in den Kambium- und den gestreckten parenchymatischen Zellen der Gefäßbündel. Er hält die Form des Kernes für beherrscht von den Symmetrieverhältnissen des gesamten Plasmakörpers. Lidforss (1908) gibt für Blütenpflanzen „bipolare" Kerne mit Ausläufern an. An Protonemata wurden lang gestreckte Kerne — meines Wissens — zum ersten Male von Dening (1929) beschrieben.

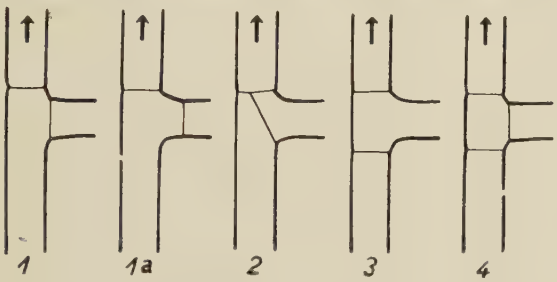
Kernteilungen habe ich bei den Protonemata selten beobachten können. Sie finden sich hauptsächlich in den Spitzenzellen.

Die Keimfäden der Moose verlängern sich durch Spitzenwachstum, d. h. die Spitzenzelle besitzt die Fähigkeit, sich zu verlängern und dann quer zu teilen. Alle andern Zellen des Protonema können sich zwar auch strecken, tun es oft auch ganz beträchtlich, schieben aber seltener Querwände ein. Eine Zelle des Protonema teilt sich meist dann, wenn sie gegenüber den Nachbarzellen eine verhältnismäßig große Länge aufweist, die sie entweder von Anfang an besaß oder nachträglich erwarb. Die Protonemafäden ändern häufig ihre Wachstumsrichtung. Der Durchmesser eines Fadens ist nicht immer konstant, er schwankt oft, auch innerhalb einer

Zelle, namentlich in der Spitzenzelle, wie ich noch bei der Beschreibung von *Ceratodon purpureus* zeigen werde. Jede Zelle eines Protonema kann einen bis mehrere Seitenfäden bilden, die sich in ihrem Wachstum genau so wie der Faden verhalten, aus dem sie entstanden sind. Die Seitenfäden setzen — im Gegensatze zu Pilzhyphen — meist mit breiter Basis an ihrem Hauptfaden an. In meinen Kulturen entstanden Seitenfäden

1. am Anfange,
2. in der Mitte und
3. am Ende einer Zelle.

Dabei bildete der Faden an der Stelle, an der der Seitenfaden nachher entstand, eine Vorstülpung, die sofort oder später durch eine Wand von der Zelle des Hauptfadens getrennt wurde. Die Wandbildung erfolgte auf verschiedene, in dem Schema Figur 1 veranschaulichte Weise. Der Pfeil gibt



Figur 1.

dabei die Wachstumsrichtung des Hauptfadens an. Weitaus die meisten Wände entstanden so, wie Nr. 1 zeigt. Dabei schied die neue Wand den Seitenfaden an seiner Austrittsstelle aus der Zelle des Hauptfadens von dieser. Es konnte vorkommen, daß die Wand etwas tiefer in dem Seitenfaden auftrat — Nr. 1a —, so daß die Zelle des Hauptfadens mit einem Fortsatze in den Seitenfaden hineinragte. Oft traf die Wand, die den Seitenfaden vom Hauptfaden trennte, auf die Querwand des Hauptfadens — Nr. 2. Die Neigung der Querwände gegeneinander war dabei verschieden. Im Extremum setzte die Wand, die den Seitenfaden abtrennen sollte, nicht mehr an die Quer-, sondern an die Längswand des Hauptfadens an. Zwischen den durch die Nr. 1 und 2 einerseits und durch die Nr. 2 und 3 andrerseits dargestellten Fällen fanden sich viele Uebergänge. Bildete sich die trennende Wand nach Nr. 3, so konnte nachträglich noch eine

Querwand im Seitenfaden auftreten und ihn an seiner Austrittsstelle aus dem Hauptfaden von diesem abschließen — Nr. 4.

Früher oder später nach der Keimung, manchmal schon nach Tagen, oft aber auch erst nach Wochen, je nach der Art der zur Keimung verwendeten Moose und den den Protonemata dargebotenen Bedingungen, entstanden aus den Protonemafäden, die sich auf und im Nährboden befanden und die ich deswegen „Substratfäden" nennen möchte, „Luftfäden". Darunter verstehe ich solche Protonemafäden, die sich von dem Nährboden erheben. Die Summe der „Substratfäden" möchte ich unter der Bezeichnung „Substratprotonema" zusammenfassen und die Summe der „Luftfäden" mit dem entsprechenden Ausdruck „Luftprotonema" benennen. Das letztere bestand bei den meisten der von mir untersuchten Arten aus Fäden, die sich in ihrem Wachstum in keiner Weise von den Substratfäden unterscheiden.

In die Wände älterer Protonemata wurde ein brauner bis rotbrauner Farbstoff eingelagert. Bei den Querwänden beobachtete ich ihn früher als bei den Längswänden. Ich vermute aber, daß Längs- und Querwände sich zu gleicher Zeit färben und ich die Färbung der Querwände zuerst wahrnahm, weil sie senkrecht zur Richtung des Objekttisches stehen, während die Längswände mehr oder minder gegen sie geneigt sind.

Wenn ein Protonema älter wird oder seine Lebensbedingungen ungünstiger werden, entstehen Brutzellen. Ihre Bildung werde ich bei der Beschreibung der einzelnen Protonemata schildern.

Die Vorkeime der einzelnen Moose sind nicht nur durch ihre Einstellungen zum Lichte, sondern auch durch Größe und Länge der Protonemazellen und andere Eigenheiten im Wachstum (z. B. durch Ausbildung verschiedenartiger Luftfäden) voneinander verschieden.

Die „Moosstämmchenknospen" — mit diesem oder kurz mit dem Ausdrucke „Knospen" bezeichne ich die Knospen oder die ersten Stadien der Moosstämmchen — erschienen bei einigen Moosen bereits vier Wochen, bei anderen erst mehrere Monate nach der Aussaat der Sporen. Die Knospen entstanden stets aus Endzellen kurzer Luftprotonemafäden, die durch rasch aufeinanderfolgende Längsteilungen die dreischneidige Scheitelzelle des zukünftigen Moosstämmchens lieferten. Bei schwacher Belichtung bestanden diese Fäden aus mehr Zellen als bei stärkerer. Die Zeitdauer von der

Aussaat der Sporen bis zur Knospenbildung hing von der Lichtintensität ab. Je stärker die Belichtung war, um so eher entstanden die Knospen. Sie entwickelten sich nur, wie K l e b s bereits zeigte, wenn die dazu notwendige Lichtintensität vorhanden war.

II. Untersuchungen an einzelnen Moosen.

1. *Ceratodon purpureus* (L.) Brid.

(Figuren: Seite 55—57, Seite 64 Nr. 6—8, 10, 14—16, Seite 63 Fig. 11 Nr. 11—13, Seite 66 Nr. 30 - 32, Figur 2.)

L i t e r a t u r a n g a b e n [1]):

Schimper, Seite 46 (B). — Westerdijk, Seite 18 (P). — Zederbauer, Seite 97, 99 (K).

Ueber die Entwicklung des primären Protonema — d. h. des Protonema, welches bei der Keimung aus Sporen entsteht — habe ich in der Literatur keine Angaben gefunden.

Die zur Untersuchung verwendeten Sporen stammten aus Kapseln, die am 1. Mai 1928 im Botanischen Garten zu Marburg (Lahn) gesammelt wurden. Die Sporen sind 10—16 μ, im Mittel 12 μ groß. (Das Mittel wurde — wie auch bei den folgenden Moosen — aus 50 Messungen von Sporen verschiedener Kapseln berechnet.) Sie sind, mit bloßem Auge gesehen, gelblich gefärbt und besitzen feingekörneltes Exospor (Seite 66 Nr. 30). Die Zahl der linsenförmigen Chromatophoren in den von mir in Wasser untersuchten, ungekeimten Sporen (Seite 66 Nr. 31) schwankte zwischen 4 und 12. Die erste Aussaat erfolgte am 2. Mai 1928. Ich zog *Ceratodon purpureus* fast ausnahmslos auf Nähr-Agar-Agar mit der Nährlösung nach A r t h u r M e y e r in der Konzentration II, nur zum geringen Teil auf Nährböden mit derselben Lösung in der Konzentration I und auf Gartenerde im Blumentopf. Die Kulturen standen zum größten Teil vor den Südfenstern des Arbeitsraumes, wo sie um die Mittagszeit gegen direktes Sonnenlicht geschützt wurden. Einige Schalen und ein Blumentopf mit Protonemata befanden sich im Freien. Schon vor der Keimung vermehrten sich die Chloroplasten, indem sie in die Länge wuchsen und sich dann der Quere nach durchschnürten. Die früheste Keimung der Sporen erfolgte 38 Stunden nach der Aussaat. Ich

1) Es bedeuten hier und im Folgenden: B = Angaben über Moosblätter, K = Angaben über Moosstämmchenknospen, P = Angaben über Protonemata.

fand, daß ältere Sporen etwas später als frische Sporen keimten und der Prozentsatz der nicht keimenden Sporen mit zunehmendem Alter größer wurde, wie M. Bernstein schon für andere Moose festgestellt hat. Bei der Keimung schwellen die Sporen oft so an, daß ihr Durchmesser doppelt so lang wird wie ein normaler. Der Durchmesser der gekeimten Sporen betrug meistens 17—22 μ. Das lappig zerrissene Exospor war erst bei Färbung mit Jodjodkalium deutlich sichtbar. Seite 66 Nr. 32 zeigt einen Teil einer Sammelkultur (Herstellung s. S. 9) mit einer noch ungekeimten Spore neben gekeimten und solchen, die ihren ersten Keimschlauch bilden, in ihrem Größenverhältnis zueinander. Man sieht aus dieser Abbildung, daß die Lage des ersten Keimschlauchs von der Lichtrichtung unabhängig ist. Das Protonema war stets lebhaft grün und zeigte erst beim Altern eine Braunfärbung der Wände.

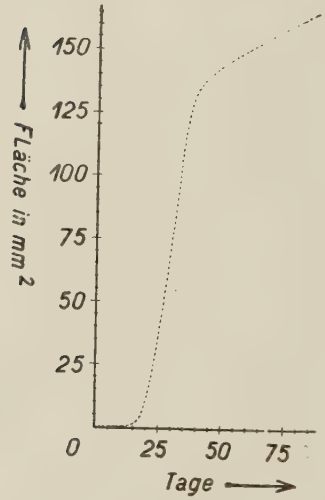
Um das Wachstum eines Protonema — z. B. die Art der in der Figur 1 dargestellten Verzweigung — festzustellen, habe ich ein und dasselbe Protonema, eine Einzelkultur (Herstellung s. S. 10) zu verschiedenen Zeiten mit dem Zeichenapparate aufgenommen (s. S. 55—57, Fig. A—R). Ich habe in den ersten Abbildungen die Sporenzelle durch einen kleinen Kreis kenntlich gemacht. Die Zahlen 1—20 stellen die Querwände des linken Hauptfadens dar, der sich bei A schon gebildet hat. B und C zeigen bereits zwei Keimfäden. Bei D ist ein Teil des rechten Hauptfadens abgestorben. Er war noch lange sichtbar, ich habe ihn punktiert gezeichnet. Bei B hat sich die erste, bei C die zweite, bei E die dritte, bei F die vierte und fünfte und bei G die sechste Querwand des linken Hauptfadens gebildet. Bei D sind schon die ersten Seitenfäden entstanden. Bei F ist vor 2 am Ende, vor 3 in der Mitte aus der Zelle je ein Seitenfaden gewachsen. Der Seitenfaden vor 3 ging in die Luft. Ich habe ihn, um ihn vor den anderen kenntlich zu machen, wie alles weitere entstehende Luftprotonema punktiert. Von E bis F hatte sich die Zelle, die von den Wänden 2 und 3 begrenzt wird, auf das Eineinhalbfache ihrer ursprünglichen Länge gestreckt. Bei G trennt sich der vor der Wand 2 entspringende Seitenfaden von dem Hauptfaden, wie die Figur 1 Nr. 1a angibt. Die Fäden werden mit zunehmendem Alter des Protonema immer dicker. Sie haben manchmal eine sehr plumpe Gestalt und weisen dann — hauptsächlich in ihren jüngsten Teilen — Verengungen und Verbreiterungen auf, wie das bei G die Spitze des Fadens nach 6 und bei J und K

der Faden, der am Grunde des ersten Seitenfadens des rechten Hauptfadens entspringt und dann später fast ganz parallel und dem Lichteinfall entgegen wächst, gut zeigen. Die Fäden strecken sich an den verdickten Stellen meistens besonders stark, so daß nachher, wenn sich in ihnen erst Querwände gebildet haben, von den Verdickungen fast nichts mehr wahrzunehmen ist. Das Protonema zeigte, wie aus den Abbildungen H bis P hervorgeht, in der Hauptsache — außer dem Entstehen neuer Seitenfäden — Spitzenwachstum. Es spannte sich jedoch auch zwischen zwei alten Querwänden des Protonema manchmal eine neue Wand aus. Meistens schob sich eine Querwand dann zwischen zwei alte Wände ein, wenn die von diesen begrenzte Zelle von vornherein sehr lang angelegt oder es durch nachträgliches Wachstum geworden war. Mit zunehmendem Alter des Protonema wurden die einzelnen Abstände zwischen zwei von der Spitzenzelle des Fadens gebildeten Querwänden im Vergleiche zu den ihnen vorhergehenden Zellen immer größer, wie besonders der eine Seitenfaden zweiter Ordnung, der bei M bis P so stark dem Lichte zustrebt, erkennen läßt.

Im ganzen bildeten sich bis Abbildung P 5% aller Querwände nachträglich zwischen anderen Wänden. 69% aller Seitenfäden bis P entstanden am Ende, 7% in der Mitte und 24% am Anfange von Zellen. 8% aller Seitenfäden entstanden nach dem Schema 1a der Figur 1, 63% nach dem Schema 1 der Figur 1, 8% nach dem Schema 2 der Figur 1, 11% nach dem Schema 3 der Figur 1 und 10% nach dem Schema 4 der Figur 1.

Von dem Stadium L ab mehren sich die Luftfäden. Sie können sich ganz oder teilweise auf das Substrat senken und dort weiterwachsen. Ueber sie ist im allgemeinen dasselbe zu sagen wie über das Protonema, das sich auf dem Agar-Agar hinzieht. Die Zeichnung des Luftprotonema bereitete einige Schwierigkeiten insofern, als die Querwände nur schlecht zu sehen waren, da die Luftfäden sich unter einem Winkel, der von wenig über 0° bis 90° schwankt, zum Substrat erheben, außerdem aber noch Bewegungen ausführen können. Ich habe daher von N ab darauf verzichtet, die Querwände des Luftprotonema einzutragen und nach P die Zeichnung des ganzen Protonema abgebrochen, teils weil von da ab — was bisher noch nicht geschehen war — Fäden in das Substrat eindrangen und sich dadurch der Beobachtung entzogen, teils auch, weil die Protonemazeichnung in ihren einzelnen Teilen zu unübersichtlich geworden wäre. Die

Zeichnungen Q und R geben den linken Teil des Protonema von dem Grenzstrich ab, der sich bei P befindet, als Strichzeichnungen wieder. Q und R wurden der Genauigkeit wegen bei derselben Vergrößerung wie P aufgenommen und dann verkleinert. Von R ab habe ich die Umrisse des Protonema an aufeinanderfolgenden Tagen mit Hilfe des Objektivs G der Firma Winkel gezeichnet und aus dem mittleren Durchmesser der kreisähnlichen Fläche deren Größe berechnet. Das Resultat davon, vereinigt mit den Zeichnungen A bis P, ist in der Kurve Figur 2 enthalten. Aus ihr geht hervor, daß das Wachstum des Protonema zuerst nicht sehr groß war und dann zunahm. Seit dem 24. Tage nach der Keimung war die Größe des Protonema fast eine lineare Funktion der Zeit bis zu dem Tage, an dem die Vorbereitungen zur Knospenbildung begannen. Die ersten Knospen entdeckte ich einen Monat und 10 Tage nach der Keimung der Spore. Die Knospenbildung machte sich schon einige Zeit vorher bemerkbar, denn das Protonema erfuhr nicht mehr solche Größenzunahme, wie auch aus der Figur 2 hervorgeht.



Figur 2.

Wird ein Protonema älter oder werden die Bedingungen für sein Fortkommen in einer Schale ungünstiger, wird z. B. die Lichtintensität oder die Nährsalzkonzentration eine zu hohe oder die Feuchtigkeitsmenge eine zu niedrige, so können Teile seiner Fäden in Brutzellen zerfallen. Diese werden leicht vom Wasser oder vom Winde fortgetragen und bringen dann, an einen für das Protonemawachstum günstigen Standort gelangt, wieder einen gesunden Vorkeim, wie aus einer Spore, hervor. Solch ein Zerfall kann ganze Protonemata ergreifen. Ich habe Kulturen gehabt, die grün und vollkommen gesund aussahen, aber nur aus Brutzellen bestanden.

Will man Fäden zeichnen, deren Zellen sich voneinander lösen, so sucht man am besten einen möglichst isoliert liegenden, dessen ältere Zellen schon eine etwas rundliche Gestalt angenommen haben, und zeichnet dessen jüngsten Teil

an aufeinanderfolgenden Tagen, denn der Zerfall pflegt bei den Fäden von *Ceratodon purpureus* bei den älteren Zellen zu beginnen und dann die jüngeren zu erfassen.

Die Figuren a bis i Seite 57 stellen Brutzellenbildung dar. Der gezeichnete Faden war dicker als die benachbarten und enthielt vor a sieben Querwände (dick ausgezogen), die ich, da sie alle durch Spitzenwachstum des Protonema entstanden waren, „Querwände 1. Ordnung" nennen möchte im Gegensatze zu denen, die sich später zwischen sie einschieben. Ich nenne die Zellen, die von den Querwänden 1. Ordnung begrenzt werden, mit den Zahlen 1, 2, 3—7 nach der Reihenfolge ihrer Entstehung. Bei a haben sich in der 3. und 5. Zelle neue Querwände (— —) eingeschoben. Ich nenne sie „Querwände 2. Ordnung". Dabei hatte der Faden noch Spitzenwachstum. Er sah in seinem jüngsten Teile ganz normal wie ein andrer aus und teilte die Spitzenzelle noch einmal auf (b). Fast zu gleicher Zeit schoben sich in der ältesten und zweitältesten Zelle Querwände 2. Ordnung ein. Bei c hatten sich in allen Zellen mit Ausnahme der zweitjüngsten die Querwände 2. Ordnung gebildet. Außerdem waren in den untersten Teilen der dritten und fünften Zelle und in dem oberen Teile der sechsten Zelle „Querwände 3. Ordnung" (////) entstanden. Bei d ist die ehemals zweitjüngste Zelle durch eine Querwand 2. Ordnung aufgeteilt, dazu haben sich in der dritten und vierten Zelle Querwände 3. Ordnung neu gebildet. Von c ab bemerkte ich einen sich bis h steigernden Dickenzuwachs des Fadens. Bei e entdeckte ich in der ersten und zweiten Zelle je zwei Querwände 3. Ordnung. Bei f fand sich bereits die erste „Querwand 4. Ordnung" (———), und zwar in der ehemaligen fünften Zelle. Jede der ursprünglichen acht Zellen war bei f — fast schematisch — durch Querwände 2. und 3. Ordnung aufgeteilt. Bei g und h erfolgte eine weitere Einschiebung von Querwänden 4. Ordnung, ähnlich wie früher die der 2. und 3. Ordnung, wie aus den Zeichnungen hervorgeht. Die Querwände setzten dabei manchmal etwas schief an die Längswand an. Einzelne Zellen versuchten auch, Seitenfäden zu bilden. Jedoch mißlang es ihnen, weil sie aus Feuchtigkeitsmangel in der Schale zu Grunde gingen. Ich wagte nicht, diesem Uebelstande abzuhelfen und der Kultur Wasser zu geben, weil ich befürchtete, daß dadurch die Zellen des Fadens vielleicht zu früh, ehe sie ihre Teilungen beendet hätten, auseinander geschwemmt worden wären. Daher starben viele Zellen des Fadens bei der eingetretenen Trockenheit ab. Ich habe sie

in den Zeichnungen f bis h punktiert. i gibt an, wie der Faden zum Schluß aussah. Die punktierten Linien stellen die Grenzen abgestorbener Zellen dar. Die Brutzellen waren in Wirklichkeit isoliert, obwohl die Zeichnung das nicht erkennen läßt, da die Zellen sehr eng aneinander lagen. Die Trennung der Zellen voneinander erfolgte stets durch eine Auflösung der Mittellamelle von der Oberfläche des Fadens aus.

Bei dem Zerfall der Protonemafäden von *Ceratodon purpureus* in Brutzellen habe ich stets nur Querwände bis zur 4. Ordnung, nie aber eine „Querwand 5. Ordnung" gefunden. Der Zerfall konnte gleichermaßen dünne und dicke Fäden, Luft- wie Substratprotonema ergreifen. Allerdings wurden Zellen dickerer meist vor solchen dünnerer Fäden von ihm betroffen. Die Wände der Brutzellen waren dicht mit Chloroplasten bedeckt, wie Seite 60 Nr. 14 es für *Leptobryum piriforme* zeigt. Das Alter der Brutzellen bildenden Fäden schwankte so beträchtlich, daß ich dafür keine Zahl angeben kann.

Ich habe zum Vergleiche mit primärem Protonema sekundäres aus Blättern gezogen, fand aber bezüglich des Zerfalls in Brutzellen keinen Unterschied zwischen primären und sekundären Protonemata.

Die Protonemafäden haben eine Breite von 16—51 μ, die Protonemazellen eine Länge von 22—135 μ.

Die Gestalt der Chromatophoren ist vom Alter der Zelle abhängig. In jungen Zellen haben die Chloroplasten Linsenform. Sie ziehen sich mit zunehmendem Alter der Zellen allmählich in die Länge und nehmen häufig eine spindelförmige Gestalt an. Die Zahl der Chloroplasten einer älteren Zelle genau festzustellen, erwies sich als unmöglich. Die Chromatophoren waren nicht immer nur wandständig, wie aus dem Querschnitte eines Fadens (Seite 44 Nr. 10) hervorgeht. Bei der Zählung der Chloroplasten einer Zelle sah man bei der einen Einstellung sehr genau die Chromatophoren der Fadenseite, die einem zugewandt war, bei einer zweiten Einstellung die Chromatophoren der Fadenseite auf dem Substrate. Alle zwischen diesen beiden Lagen sich befindenden Chloroplasten waren nicht scharf zu sehen. Ich habe daher ihre Zählung unterlassen und nur feststellen können, daß sie im ganzen Cytoplasma ziemlich gleichmäßig verteilt sind und größere Zellen stets mehr besitzen als kleinere.

Der Kern ist mehr oder weniger zentral gelegen. Im jungen Zustand sieht er fast eiförmig aus und besitzt meist

nur einen Nucleolus. Seine Länge ist dann nicht viel größer als seine Breite. Seine Längsrichtung stimmt mit der der Zelle überein. In älteren Protonemata finden sich häufig langgestreckte, an den Enden zugespitzte Kerne mit mehreren Nucleolen, ähnlich wie Seite 64 Nr. 11 es für *Bartramia pomiformis* zeigt. Die Kernlänge beträgt dann oft mehr als die Zellenbreite. Durch diese Streckung in die Länge vermehrt sich die Oberfläche des Kerns. Vielleicht hat der Kern infolge der Vergrößerung seiner Oberfläche mehr Einfluß auf den Austausch und den Transport von Nährstoffen durch die Protonemazellen zu den Moosstämmchenknospen.

Die Reaktionen auf Oel und Stärke in jüngeren und älteren Vorkeimen verliefen negativ.

Bei den meisten Protonemata von *Ceratodon purpureus*, sowohl der der Einzel- wie der der Sammelkulturen, entstanden die ersten Moosstämmchenknospen vier Wochen nach der Sporenkeimung.

Eine Knospe bildet sich auf folgende Weise. Aus einer Zelle des Substratprotonema entsteht ein kurzer Luftfaden. Er wird zwei bis mehrere Zellen lang und teilt seine Endzelle durch eine etwas schief ansitzende Längswand auf. Eine zweite Wand, die sich an diese und die Außenwand anheftet, folgt sofort darauf. Eine dritte Wand, die sich zwischen den beiden Längswänden ausspannt, vollendet die dreiseitige Scheitelzelle der kleinen Moosstämmchenknospe. Den Luftfaden, der diese Knospe trägt, sie gleichsam wie auf einem Stiele auf dem Protonema sitzend erscheinen läßt, möchte ich der Einfachheit halber den „Knospenstiel" nennen. Ich fand, daß er — dies gilt für alle von mir untersuchten Moose, die in den Kulturen Stämmchen trugen — bei den Knospen, die sich im Sommer unter dem Einflusse hoher Lichtintensität gebildet hatten, meist nur aus einer einzigen Zelle bestand. Bei den Knospen dagegen, die im Winter, also bei geringerer Lichtstärke, heranwuchsen, war er meistens mehrzellig. Seite 64 Nr. 6 stellt eine Knospe mit einem einzelligen Stiel, Nr. 7 eine mit einem fünfzelligen dar, bei Nr. 6 haben sich noch keine, bei Nr. 7 die ersten Blätter und Rhizoiden gebildet. Seite 64 Nr. 8 gibt ein junges Stämmchen von *Ceratodon purpureus* wieder. Da diese Knospen meistens fast senkrecht zum Substrat entstanden, außerdem aber während ihres Wachstums Bewegungen ausführten, gelang es mir nicht, ein und dieselbe Moosstämmchenknospe an aufeinanderfolgenden Tagen so zu zeichnen, daß ich eine Ana-

lyse ihrer Entwicklung geben könnte. Ich habe dagegen von einer kleinen Reihe von Knospen verschiedenen Alters Schnittpräparate erhalten. Fig. 11 S. 63 Nr. 11—13 stellen diese Knospenschnitte dar, die sowohl Scheitelzelle wie Knospenstiel längs getroffen zeigen. Bei Nr. 11 ist dieser mehrzellig. Die Zeichnungen 12 und 13 besitzen beide einen einzelligen Knospenstiel und enthalten noch ein Stück des Protonemafadens, an dem der Stiel sitzt. Ich habe die Hauptsegmente stets stark ausgezogen. Im Folgenden richte ich mich bei der Beschreibung der Aufteilung der Segmente nach Leitgeb. Die erste Wand, die in einem gebildeten Segmente auftritt (s. Figur 3) und den Zentralkörper des Stämmchens von der äußeren Schicht trennt, ist die Wand a Leitgebs. Ich habe sie in der Figur 11 Seite 63 Nr. 11—13 durch Striche, die mit Punkten abwechseln, gekennzeichnet. Diese Wand a spannt sich normalerweise nach Leitgeb zwischen zwei übereinanderliegenden Hauptsegmentwänden aus. Nur bei den ältesten Segmenten der Nr. 11 und 12 und bei den drei ältesten Segmenten der Nr. 13 verbindet die Wand a eine Segmentwand mit der Außenwand. Auf die Wand a folgt die Basilarwand b (s. Figur 3), die in der Figur 11 Seite 63 Nr. 11—13 punktiert gekennzeichnet ist. Sie setzt an die Wand a und die Außenwand an und findet sich noch nicht in allen Segmenten der Knospen. Sie fehlt in dem ersten (von der Scheitelzelle an gezählten) und dem ältesten Segmente der Nr. 11, ferner in dem ältesten Segmente der Nr. 12, den vier ältesten Segmenten und dem sechsältesten Segmente der Nr. 13. Das Blatt wird an der Basis von seinem Segmente durch Wände getrennt, von denen auf Längsschnitten eine sichtbar ist. Sie wird von Leitgeb als Wand c bezeichnet und ist in den Abbildungen: Figur 3, der Figur 11

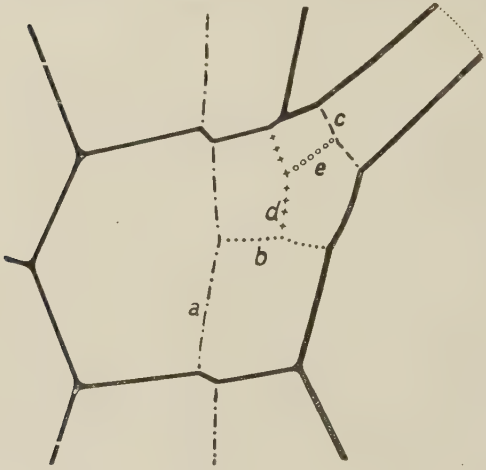


Fig. 3.

Seite 63 Nr. 11—13 gestrichelt wiedergegeben. Dann sollte, wenn die weitere Aufteilung so vor sich ginge, wie Leitgeb sie angibt, eine Wand d (s. Figur 3) auftreten, die die Wand b mit der darüberliegenden Hauptsegmentwand verbindet. Diese Wand d fehlt in den Figuren Nr. 11—13. Dagegen findet sich in dem dritt- und viertältesten Segment der Nr. 12 und in dem fünft- und sechsältesten Segment der Nr. 13 eine Wand, die entweder c mit a oder b verbindet. Diese Wand, a, b und c umschließen eine Zelle, aus der ein Haar entsteht, welches sich in der Blattachsel befindet. Der Schnitt Nr. 12 enthält zwei Blätter und die zu ihnen gehörenden Haare. Die angeschnittenen unter ihnen sind gestrichelt wiedergegeben. Aus den Zeichnungen 11—13 sieht man, daß die Aufteilung der ersten Segmente der Knospe schon fast genau so vor sich gehen kann, wie Leitgeb sie für die Segmente älterer *Fontinalis*-Stämmchen angibt. An Stämmchen-Querschnitten von *Ceratodon purpureus* sah ich, daß fast in der Achsel eines jeden Blattes zwei Haare stehen. Bezüglich der Blattstellung kann ich Schimpers Angaben bestätigen. Es liegt $^3/_8$- mit Neigung zur $^1/_3$-Blattstellung vor.

Die jungen Blätter von *Ceratodon purpureus* wachsen wie die der meisten andren Moose mit zweischneidiger Scheitelzelle, wie Seite 64 Nr. 14—16 zeigen. Die ältesten bleiben — wie wohl bei der Mehrzahl aller Moose — auf einer niedrigen Stufe der Entwicklung stehen. *Ceratodon purpureus* hat zuerst einschichtige und an der Spitze mehr oder weniger stumpfe Blätter, während die später entstehenden sehr zugespitzt erscheinen und eine Rippe besitzen. Ich habe in den Zeichnungen 14—16 die Hauptsegmentwände durch dickere Linien kenntlich gemacht. Nr. 14 enthält vier, Nr. 15 fünf und Nr. 16 sieben Segmente. Als erste Aufteilungswand eines Segments bildet sich entweder eine Perikline oder eine Antikline, wie Nr. 15 zeigt. Danach entstehen zwei zu dieser senkrechte Wände, so daß das Segment in Quadranten zerlegt wird, wie beim dritten Segmente (von der Scheitelzelle an gerechnet) der Nr. 16 zu sehen ist. Danach erfolgen weitere Zerlegungen der Quadranten. Der Scheitel des Blattes von *Ceratodon purpureus* kann bereits sehr früh aufgeteilt werden, wie Nr. 15 erkennen läßt.

Von der Ueberzeugung geleitet, daß in der Natur die Moose ganz anderen Lichtverhältnissen unterworfen sind, als sie ihnen in Petrischalen jemals geboten werden können, setzte ich am 23. Juni 1928 drei Sammelkulturen an, die

an Stelle von Petrischalendeckeln ultraviolettes Licht durchlassende Glasscheiben trugen. Außerdem legte ich drei Sammelkulturen in gewöhnlichen Petrischalen an. Alle sechs Schalen hatten die gleiche Größe und enthielten denselben Nähr-Agar. Sie wurden auf dem Ständer im Freien in einer Reihe so aufgestellt, daß stets eine Petrischale mit dazu gehörigem Deckel mit einer Schale mit ultraviolettes Licht durchlassendem Glase abwechselte. Die Beobachtung ergab, daß in den gewöhnlichen Petrischalen die Protonemata üppig gediehen und am 22. Juli 1928 die ersten Brutzellen enthielten, während teilweise in den mit ultraviolettes Licht durchlassendem Glase bedeckten Schalen der Zerfall in Brutzellen schon am 2. Juli 1928 eintrat. Am 22. Juli 1928 zeigten diese Kulturen bereits die ersten Moosstämmchenknospen, während die Kulturen in den gewöhnlichen Petrischalen am 10. August 1928 noch keine enthielten. Daß bei diesem Versuche die Knospen in den mit ultraviolettes Licht durchlassendem Glase bedeckten Kulturen einen Monat nach der Aussaat, in den gewöhnlichen Petrischalen der Versuchsreihe später entstanden, während sie sich im Gegensatze dazu in meinen Kulturen meistens vier Wochen nach der Sporenkeimung bildeten, liegt daran, daß die meisten Kulturen einer hohen Lichtintensität ausgesetzt waren. Sie empfingen das Licht von Süden her. Dagegen erhielten die Schalen der Versuchsreihe ihr Licht von Norden. In den mit ultraviolettes Licht durchlassendem Glase bedeckten Kulturen waren die Knospen tragenden Protonemata sehr klein, hatten oft nur einen Durchmesser von 1,5 mm im Gegensatze zu dem sonst so häufigen Durchmesser Knospen tragender Protonemata von 12,5 mm in gewöhnlichen Schalen.

Außer in Petrischalen säte ich Sporen in einen Blumentopf mit Gartenerde und setzte ihn auf das Gestell im Freien. Vier Wochen nach der Sporenaussaat fand ich in dieser Kultur, auf die auch das ultraviolette Licht einwirken konnte, die ersten Knospen.

Ich glaube, aus diesen Versuchen schließen zu dürfen. daß das ultraviolette Licht von großer Bedeutung für das Moos ist, daß es

1. die üppige Entwicklung des Protonema hindert, seinen Zerfall in Brutzellen fördert und dadurch für die raschere Verbreitung des Mooses sorgt,
2. die frühere Entstehung der Moosstämmchenknospen bedingt.

2. *Bartramia pomiformis* Hedw.

(Figuren: Seite 58, Seite 64 Nr. 1—4, 9, 11, 17—22, Seite 63 Fig. 11 Nr. 8—10, Seite 66 Nr. 34.)

Literaturangaben[1]):

Gümbel, Seite 582 (P). — Janzen (1913), Seite 36, 37 (S, P, K). — Schoene, Seite 288 (P). — Servettaz, Seite 124, 127, 128, 135, 204 (P).

Das zur Aussaat verwendete Material stammte aus Kapseln, die ich am 3. Juni 1928 von einer Mauer holte, die sich bei Marburg (Lahn) im Sattel zwischen Augustenruhe und Kirchspitze befindet. Die Sporen von *Bartramia pomiformis* sind kugelig und haben nach meinen Messungen einen Durchmesser von 16—28 μ, im Mittel (das genau wie bei *Ceratodon purpureus* berechnet wurde,) von 21 μ. Die Farbe der Sporen ist, mit bloßem Auge gesehen, rostbraun bis braunschwarz. Das Exospor ist mit zahlreichen dicken Höckern und Warzen, zwischen die sich kleinere einschieben, besetzt (Seite 66 Nr. 34). Sie sind oft durch hellere Linien, die von dem dort dünneren Exospor herrühren, gegeneinander abgesetzt, wie das die mit zwei Keimschläuchen keimende Spore — Seite 58 Nr. 1 — zeigt. Wegen des dicken Exospors sind die Chloroplasten in den Sporen nicht sichtbar. *Bartramia pomiformis* wurde auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Die Kulturen standen zum größten Teil im Freien, im übrigen vor dem Westfenster des Arbeitsraumes. Die erste Aussaat erfolgte am 4. Juni 1928. Die Keimung trat fünf Tage später ein. Dabei vergrößerte sich die Sporenzelle nicht. Schoene und Janzen schreiben, daß die Sporen nur einen Keimschlauch bilden. Ich fand — allerdings selten —, daß drei Fäden aus einer Spore entstehen. Dagegen sah ich in meinen Kulturen ebenso viele Sporen mit zwei Keimschläuchen wie mit einem. Seite 58 Nr. 2—7 geben die Entwicklung eines ersten, Nr. 8—15 die eines zweiten Protonema wieder. Für die Entstehung der Seitenfäden bei *Bartramia pomiformis* gilt das auf Seite 17 Gesagte. Die Protonemafäden wuchsen später in meinen Kulturen in der Hauptsache negativ heliotrop. Sie lagen sehr eng gedrängt aneinander. Dadurch wurde es manchmal schwer, Einzelheiten des älteren Protonema zu verfolgen. Die Luftfäden entstanden sehr spät. Sie stellten sich erst einen Monat nach der Aussaat

1) Es bezeichnet hier und im Folgenden: S = Angaben über Sporen. Ueber die Bedeutung der Buchstaben B, K, P vergl. Fußnote Seite 19.

ein. Die Fäden drangen viel mehr in das Substrat hinein als die von *Ceratodon purpureus*.

Das Protonema kann auf dieselbe Weise wie das von *Ceratodon purpureus* in Brutzellen zerfallen. Ich habe dabei allerdings nur Aufteilung der ursprünglichen Zellen durch Querwände 2., niemals durch Wände höherer Ordnung wahrgenommen — Seite 58 Nr. 17—21. Die Zellen wuchsen während dieses Vorgangs erheblich in die Breite. Sie konnten dann wieder keimen und von neuem Protonemata liefern. Ich habe weder an primärem noch an sekundärem Protonema von *Bartramia pomiformis* eine andere Fortpflanzungsweise als die eben geschilderte gesehen.

Für die Verteilung der Chloroplasten und die Lage des Kerns in der Protonemazelle gilt dasselbe wie für die von *Ceratodon purpureus*. Der junge Kern besitzt nur einen Nucleolus (Seite 64 Nr. 9), der ältere — im lang gestreckten Zustand — mehrere (Seite 64 Nr. 11). Einem sich bildenden Seitenfaden werden ziemlich viele Chloroplasten mitgegeben, so daß sie sich an der Stelle, an der sich ein neuer Seitenfaden bildet, häufen, wie Seite 58 Nr. 16 zeigt.

Die Protonemazellen hatten eine Breite von 8 μ bis 29 μ und eine Länge von 13 μ bis 102 μ.

Schrägstellung der Querwände kam häufiger als bei *Ceratodon purpureus* vor.

Die ersten Moosstämmchenknospen entstanden einen Monat nach der Sporenaussaat. Sie sind die zierlichsten, die ich gesehen habe, und meiner Ansicht nach diejenigen unter allen von mir bearbeiteten Moosen, die sich am besten zu Demonstrationszwecken eignen. Sie sind bei gleicher Blattzahl ungefähr halb so groß wie die Knospen von *Ceratodon purpureus*, wie ein Vergleich der Figuren 3 und 8 der Seite 64 einigermaßen zeigt. Die Entstehung der jungen Stämmchen erfolgte in ähnlicher Weise wie bei *Ceratodon purpureus*. Für die Länge des Knospenstiels gilt dasselbe, was bei der Schilderung des ersten Mooses bereits gesagt wurde. Die Knospen von *Bartramia pomiformis* sind — genau wie ältere Stämmchen — sehr leicht an den eigenartigen Rhizoiden zu erkennen, die aus ihrem Grunde und fast überall an ihrem Rande zahlreicher als bei anderen Moosarten entspringen. Sie unterscheiden sich von anderen durch ihr Aussehen, da sie von Anfang an, mikroskopisch gesehen, bräunlich gefärbt und mit kleineren und größeren Warzen bedeckt sind. Wegen dieser Besonderheit sind sie auf Schnitten einwandfrei zu erkennen. Die Querwände der Rhizoiden von *Bartramia*

pomiformis sind meistens nicht schief gestellt (Seite 64 Nr. 1—4). Wie bei *Ceratodon purpureus* habe ich auch bei *Bartramia pomiformis* die Entstehung der Aufteilungswände in den Segmenten der Knospen nur an Mikrotomschnitten verfolgen können. Das Ergebnis dieser Untersuchungen ist aus den Zeichnungen Fig. 11 Nr. 8—10 ersichtlich. Die Aufeinanderfolge dieser Wände ist dieselbe wie bei *Ceratodon purpureus*. Ich habe sie daher durch die gleichen Linien gekennzeichnet und auch die Hauptsegmentwände wieder dick ausgezogen. Wie aus den Nr. 8—10 hervorgeht, unterscheiden sich die Knospen von *Bartramia pomiformis* dadurch sehr wesentlich von denen von *Ceratodon purpureus*, daß schon die allerersten Segmente Blätter tragen und daher wahrscheinlich eine weitgehendere Aufteilung als die von *Ceratodon purpureus* erfahren. Die Wand d Leitgebs (s. Figur 3) ist vielleicht im zweitältesten (sichtbaren) Segmente von Nr. 9 und im fünftältesten (sichtbaren) Segmente von Nr. 10 aufgetreten. In diesen beiden Segmenten verbindet die Wand e Leitgebs die Wand b mit der Wand c. Fig. 11 Nr. 8 und 9 zeigen Knospen, die die Scheitelzelle längs geschnitten, den einzelligen Stiel und einen Teil des Protonemafadens, aus dem dieser entstanden ist, enthalten. Das junge Stämmchen Nr. 10 besaß einen mehrzelligen Knospenstiel, aus dem bereits Rhizoiden kamen. Dieser letzte Schnitt enthält eine Seitenknospe, deren Scheitelzelle ebenso wie die des Stämmchens längs geschnitten ist. Die Seitenknospe ist — wie das aus der Zeichnung hervorgeht — aus dem Basilarteile des Segmentes entstanden. Sie besitzt bereits ein sichtbares Blatt. Durch die Förderung des Basilarteils ist der obere Teil des Segmentes, aus dem das Blatt des Stämmchens entsteht, im Wachstum etwas gehemmt worden. Dieser Schnitt ist vor allem deswegen bemerkenswert, weil er zeigt, daß sehr junge Stämmchen schon Seitenknospen tragen können. An Querschnitten von Stämmchen von *Bartramia pomiformis* sah ich, daß es $^3/_8$-Blattstellung hat.

Dening konnte beim weiblichen Stämmchen von *Buxbaumia aphylla* (L.) Gesetzmäßigkeiten im Auftreten der Segmentaufteilungswände nicht feststellen. Er sagt (Seite 336): „Nach den in der Literatur vorhandenen Abbildungen junger Stämmchen andrer Laubmoose nehme ich an, daß auch bei diesen die Segmentaufteilung in der typischen Weise nicht gleich in den ersten Segmenten der dreischneidigen Scheitelzelle eintritt.“ Auf Grund meiner Untersuchungen kann ich diese Vermutung nicht bestätigen. Wie aus Fig. 11 Nr. 9

ersichtlich ist, kann bereits in den ersten Segmenten einer Knospe von *Bartramia pomiformis* die Aufteilung der Segmente so vor sich gehen, wie Leitgeb sie angibt. Bei *Ceratodon purpureus* fand ich, wie auch ein Vergleich der Zeichnung Nr. 9 mit den Abb. 12 und 13 der Fig. 11 Seite 63 angibt, keine so weit gehende Aufteilung in den ersten Segmenten wie bei *Bartramia pomiformis*. Es können also die Segmentaufteilungen bei Knospen verschiedener Laubmoosarten verschieden weit vor sich gehen. Wie die ersten Stämmchensegmente einer Moosart durch Wände zerlegt werden, kann man erst von Fall zu Fall an Mikrotomschnitten feststellen.

Der Unterschied in der Größe zweier aufeinanderfolgender Blätter eines Stämmchens ist nicht so bedeutend wie bei *Ceratodon purpureus*, allerdings noch so beträchtlich, daß ich eine nach der Größe geordnete Reihe (Seite 64 Nr. 17 bis 22) erst durch Abpräparieren der ältesten Blätter verschiedener Stämmchen erhielt. In diesen Figuren sind die Hauptsegmente durch dick ausgezogene Linien kenntlich gemacht. Das erste Blatt (Nr. 17) zeigt vier, das zweite (Nr. 18) und dritte (Nr. 19) fünf, das vierte (Nr. 20) sechs, das fünfte (Nr. 21) sieben und das sechste (Nr. 22) acht Segmente. Nr. 17 und 20 waren die beiden untersten Blättchen eines Stämmchens. Für die Aufteilung der Segmente der ersten Blätter gilt dasselbe wie für die von *Ceratodon purpureus*.

3. *Bryum caespiticium* L.

(Figuren: Seite 59 Nr. 1—9, Seite 66 Nr. 43, 44, 45.)

Das zur Aussaat verwendete Material stammte zum Teil von der Friedhofsmauer in Allendorf (Lumda), wo es am 28. Mai 1928 gesammelt wurde, zum Teil holte ich es am 2. Juni 1928 von der Mauer, an der man rechts vorbeikommt, wenn man in Marburg (Lahn), vom Renthof aufsteigend, zum Schloß geht.

Die Sporen von *Bryum caespiticium* sind, mit bloßem Auge gesehen, gelb gefärbt. Sie haben fast glattes Exospor (Seite 66 Nr. 43, 44). Ihre Größe beträgt 10—14 μ, meist 12 μ. Sie enthalten einen großen Oeltropfen oder aber auch zwei kleinere. Die Zahl der Chloroplasten beträgt meistens vier (Seite 66 Nr. 45). Die ersten Sporen wurden am 30. Mai 1928 ausgesät. Die Keimung begann dreißig Stunden später. Die Kulturen standen vor den Südfenstern des Arbeitsraumes

und wurden auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Bei der Keimung riß das Exospor lappig auf und war sichtbar. Das in den Sporen vorhandene Oel wurde beim Wachstum sehr schnell verbraucht. Es war meistens nicht mehr wahrzunehmen, wenn sich die erste Querwand gebildet hatte. Die Sporen entließen fast ausnahmslos zuerst einen Keimschlauch, dem bald darauf ein oder zwei weitere folgten. Die Protonemata wuchsen vollkommen zum Lichte hin, in älteren Kulturen lagen die Fäden parallel nebeneinander. Seite 59 Nr. 1—9 geben das Wachstum eines jungen Vorkeims wieder. Man sieht aus diesen Zeichnungen, daß auch bei *Bryum caespiticium* sich nachträglich neue zwischen schon bestehende Querwände einschieben können. Die ersten Seitenfäden traten vierzig Tage nach der Keimung auf. Sie entstanden auf dieselbe Weise wie die von *Ceratodon purpureus*. Das Luftprotonema bildete sich nach weiteren zehn Tagen.

Der Zerfall in Brutzellen unterschied sich etwas von dem von *Ceratodon purpureus*. Die Zellen der Substratfäden blieben meistens zu mehreren aneinander hängen, ähnlich wie das Seite 60 Nr. 14 für *Leptobryum piriforme* zeigt. Bei den Luftfäden ergriff der Zerfall zuerst die jüngsten Zellen, die sich dann gewöhnlich vollkommen voneinander trennten. An neuen Querwänden habe ich dabei im Maximum solche bis zur dritten Ordnung entstehen sehen. Der Zerfall trat frühestens in Kulturen ein, die einen Monat alt waren. Blattbürtige Protonemata, die ich zum Vergleiche zog, verhielten sich bei dem Zerfall in Brutzellen so wie primäre.

Die Zellbreite der Fäden betrug 8 μ—39 μ, die Zellänge 31 μ—250 μ.

Die ersten Knospen entstanden in vier Monate alten Kulturen.

4. *Pohlia nutans* Lindb.

(Figuren: Seite 59 Nr. 10—21, Seite 66 Nr. 48—51.)

Das zur Aussaat verwendete Material stammte zum Teil von Pflänzchen, die ich am 2. Juni 1928 mit Material von *Bryum caespiticium* von der Mauer holte, an der man auf dem Wege vom Renthof zum Schloß in Marburg (Lahn) vorbeikommt, zum Teil von Stämmchen, die gelegentlich eines botanischen Lehrausfluges von Butzbach am 10. Juni 1928 mitgebracht wurden.

Die Sporen von *Pohlia nutans* sind 9—22 μ, im Mittel 19 μ groß und, mit bloßem Auge gesehen, gelbbraun gefärbt.

Sie haben leicht punktiertes Exospor (Seite 66 Nr. 48, 49). Manchmal enthalten sie Oelkugeln, die bei der Färbung mit Sudanglyzerin sichtbar werden. Die ungekeimten Sporen besitzen meistens acht Chloroplasten, die man bei der Ansicht in Wasser wahrnimmt (Seite 66 Nr. 50, 51). Die erste Aussaat von Sporen erfolgte am 7. Juni 1928. Vier Tage später trat die Keimung ein. Die Protonemata wurden auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Die Kulturen standen vor dem Westfenster des Arbeitsraumes. Das lappig aufgerissene Exospor war nur noch bei Färbung sichtbar (Seite 59 Nr. 11). Die Oeltropfen waren sofort nach der Keimung nicht mehr wahrzunehmen (Seite 59 Nr. 10). Aus der Sporenzelle entstanden ein bis vier Keimschläuche. Die Fäden wuchsen anfangs zum Lichte hin, wie aus den Abbildungen Seite 59 Nr. 12—20 hervorgeht, und bedeckten bald einen mehr oder weniger kreisrunden Fleck. Auch beim Protonema von *Pohlia nutans* erfolgte nachträglich eine Einschiebung von Querwänden zwischen schon bestehende, wie ein Vergleich der Nr. 18—20 lehrt.

Bei der Brutzellenbildung habe ich an neu entstehenden Querwänden nur solche zweiter Ordnung wahrgenommen. Seite 59 Nr. 21 zeigt einen zerfallenen Faden, dessen Zellen zum größten Teil wieder zu jungen Protonemata ausgewachsen sind. Aus dieser Abbildung geht hervor, daß die Keimschläuche im allgemeinen nur mehr oder weniger senkrecht zur Richtung der ehemaligen Protonemafäden aus den Brutzellen hervorbrechen. Ich habe nur sehr selten — dies gilt für alle von mir untersuchten Moose — bei Brutzellen Keimschläuche aus anderen Teilen entstehen sehen, als solchen, welche ehemals der Außenwand des Protonemafadens angehörten.

Die Breite einer Protonemazelle betrug 8 μ—26 μ, die Länge 17 μ—169 μ.

Die ersten Knospen entstanden in neun Monate alten Kulturen.

5. ***Leptobryum piriforme*** (L.) Schpr.

(Figuren: Seite 60, Seite 66 Nr. 46, 47.)

Das zur Aussaat verwendete Material holte ich am 2. Juni 1928 von derselben Mauer, an der ich *Bryum caespiticium* und *Pohlia nutans* fand (s. S. 32, 33).

Die Sporen sind, mit bloßem Auge gesehen, gelb gefärbt. Sie haben ein dünnes Exospor, das nur eine ganz feine Punk-

tierung aufweist (Seite 66 Nr. 46) und sind 10—16 μ, meistens 12 μ groß. Bei der Ansicht in Wasser zeigen sie 2, 4 oder im Maximum 8 Chloroplasten, stets eine größere Oelkugel, manchmal auch kleine Oeltropfen (Seite 66 Nr. 47). Die ersten Sporen wurden am 13. Juni 1928 ausgesät und keimten am 15. Juni 1928. Die Kulturen wurden auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen und standen vor den Südfenstern des Arbeitsraumes. Die Lage des ersten Keimschlauches wurde nicht durch die Lichtrichtung bestimmt, wie Seite 60 Nr. 1 zeigt. Im Maximum entsandte die Sporenzelle drei Fäden. Die Oelkugeln der Sporen wurden während des Protonemawachstums immer kleiner. Fünfzellige Vorkeime enthielten kein Oel in der Sporenzelle mehr. Die Fäden wuchsen zum Lichte hin. Seite 60 Nr. 2—11 geben die Entwicklung eines Protonema wieder, das aus einer am 17. Juni 1928 einzeln ausgesäten Spore entstanden war. Sie entsandte einen Keimschlauch, der am 30. Juni am Ende seiner ersten Zelle einen Seitenfaden bildete. Dieser entwickelte sich in den folgenden Tagen sehr stark und erweckte dadurch den Eindruck, als ob er der Hauptfaden wäre. Wie Vergleiche der Nr. 4, 5 einerseits und 6, 7 andrerseits zeigen, können sich auch bei *Leptobryum piriforme* nachträglich zwischen schon bestehende Querwände neue einschieben. Die Strichzeichnung Seite 60 Nr. 11 lehrt, daß die einzelnen Fäden sehr weit auseinander wuchsen. Am 4. August 1928 entstand das erste Luftprotonema, für dessen Bildung dasselbe wie für das von *Ceratodon purpureus* gilt. In der folgenden Zeit erreichten die Luftfäden eine Höhe von 3 mm. Sie legten sich oft aneinander — so häufig wie bei keinem anderen Moose — so daß sie manchmal den Eindruck eines Blattes machten (Seite 60 Nr. 12). Am 5. Oktober 1928 hatte das in den Nr. 2—11 der Seite 60 dargestellte Protonema einen Durchmesser von 35 mm und besaß die ersten Knospen. Im Dezember 1928 bedeckte es nicht nur die ganze Schale, sondern war auch zum großen Teil durch den Agar-Agar hindurchgewachsen. Am 11. Juni 1929 trugen einzelne Stämmchen Antheridien.

Sammelkulturen verhielten sich nicht anders als diese Einzelkultur.

Die Brutzellenbildung trat in den am 13. Juni 1928 angelegten Kulturen Ende Oktober 1928 ein. Der Zerfall der Substratfäden ging sowohl in der für *Bryum caespiticium*, wie in der für *Ceratodon purpureus* geschilderten Weise vor

sich. Dabei entstanden Querwände bis zur 3. Ordnung. Die Wände der Brutzellen — dies gilt für alle von mir beobachteten Moose, die Brutzellen bildeten — waren dicht mit Chloroplasten ausgelegt. Seite 60 Nr. 14 zeigt eine ehemalige Zelle eines in Zerfall geratenen Fadens, die bereits durch eine Querwand zweiter und zwei Querwände dritter Ordnung gegliedert ist. Solche Zellen wie diese blieben bei *Leptobryum piriforme* häufig in Zusammenhang. Sie waren gleichsam kurze Brutfäden, die sich bei der Keimung nicht anders wie gewöhnliche Brutzellen verhielten. Das Luftprotonema habe ich niemals zusammenhängende, sondern nur einzelne Zellen bilden sehen. Dabei kam es häufig vor, daß an einem noch nicht zerfallenen Faden viele Zellen, die von anderen Luftfäden herrührten, hingen. An ihrer Aneinanderreihung war oft noch deutlich zu erkennen, daß sie verschiedenen Fäden angehört hatten (s. Seite 60 Fig. 13).

Zum Vergleiche mit primärem zog ich blattbürtiges Protonema, das außer den eben beschriebenen Brutzellen noch Brutkörper aufwies. Sie waren mit bloßem Auge sichtbar, entstanden niemals an Luft-, sondern nur an Substratfäden und ähnelten kleinen, braunen Fußbällen.

Die Zellbreite des Protonema betrug 4 μ—35 μ, die Zelllänge 9 μ—155 μ.

6. ***Funaria hygrometrica*** (L.) Sibth.

(Figuren: Seite 61, Seite 63 Fig. 11 Nr. 1—7, Seite 66 Nr. 41, 42.)

Literaturangaben[1]).

Brown, Seite 392—394 (P), Seite 395 (K). — Gurlitt, Seite 283 bis 311 (P). — Janzen (1909), Seite 4—10 (S, P, K). — Patschovsky, Seite 115 (R). — Schimper, Seite 4—6 (S, P, K), Seite 46 (B). — Schoene, Seite 288, 289 (R). — Servettaz, Seite 124, 127 (P). — v. Ubisch, Seite 546—551 (P).

Ueber die Keimung der Sporen, über das Protonema und über die Entstehung der Knospen dieses Mooses finden sich viele Angaben in der Literatur. Das liegt wohl einerseits daran, daß das Moos sehr häufig vorkommt und fast während des ganzen Sommers hindurch fruchtet, andrerseits an der Leichtigkeit, mit der es sich kultivieren läßt.

Das zur Aussaat verwendete Material brachte ich zum Teil gelegentlich eines botanischen Lehrausfluges vom Hangelstein bei Lollar am 12. Mai 1928 mit, zum Teil reifte es

1) Es bedeutet R = Angaben über Rhizoiden und chlorophyllarme Keimfäden. Ueber die Bedeutung der Buchstaben K, P, S, B vergl. Fußnote S. 19 und S. 29.

während des Sommers 1928 im Botanischen Garten zu Marburg (Lahn).

Der Durchmesser der Sporen von *Funaria hygrometrica* beträgt 12—20 μ, in der Mehrzahl der Fälle 16 μ. Das dicke Exospor ist, mit bloßem Auge gesehen, ockergelb gefärbt und läßt keine Chloroplasten durchschimmern. Die Rückenseite zeigt eine Streifung, die von ganz kleinen Erhebungen auf dem Exospor herrührt (Seite 66 Nr. 41, 42). Die erste Aussaat von Sporen erfolgte am 13. Mai 1928 auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II. Die Keimung begann bereits zwei Tage später. Schimper und Servettaz beobachteten die Keimung am 4. Tage, v. Ubisch am 3. Tage nach der Aussaat. Wahrscheinlich erklärt sich die Differenz in der Keimzeit durch verschiedene Versuchsbedingungen (z. B. durch verschieden starke Beleuchtung und Temperatur). Später wurden auch Kulturen auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in den Konzentrationen I und III und auf Agar-Nährboden gezogen, der den auf heißem und kaltem Wege hergestellten Auszug von Walderde enthielt. Diese Erde wurde einer im Walde abgebrannten Stelle entnommen, an der *Funaria hygrometrica* wuchs. Die Kulturen standen vor den Südfenstern des Arbeitsraumes und im Freien. Bei der Keimung riß das Exospor lappig auf und blieb an der vergrößerten Sporenzelle hängen. Meine Untersuchungen an Protonemata, die auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II wuchsen, stimmen zum größten Teil mit denen Schoenes überein. Ich fand, daß sich an der Sporenzelle stets entweder gleichzeitig oder nacheinander zwei Ausstülpungen bildeten. Beide wuchsen ebenso häufig zu grünen Keimfäden aus, wie eine der Vorstülpungen einen chlorophyllarmen, einzelligen, die andere einen chlorophyllreichen, mehrzelligen Keimschlauch ergab. Bei der Keimung der Sporen mit zweierlei Keimfäden sind folgende drei Fälle zu unterscheiden:

1. der chlorophyllarme Keimfaden entstand zuerst (Seite 61 Nr. 3),
2. beide Arten von Keimfäden entstanden gleichzeitig (Seite 61 Nr. 2),
3. der chlorophyllreiche Keimfaden entstand zuerst (Seite 61 Nr. 1).

Von diesen drei Möglichkeiten trat die erste am häufigsten, die dritte am seltensten ein. Der chlorophyllarme Keimfaden war viel schmaler als der chlorophyllreiche, hatte oftmals

eine unregelmäßige Gestalt und blieb meistens einzellig. Querwände, die sich in ihm bildeten, standen wirklich quer oder schief. Er besaß wenige kleine Chloroplasten. Seite 61 Nr. 1—3 stellen auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gekeimte Sporen dar.

Da ich wissen wollte, wie sich Sporen von *Funaria hygrometrica* bei ihrer Keimung auf Böden mit starker Nährsalzkonzentration verhielten, säte ich sie auf Agar-Agar mit Walderdeauszug aus. Die Keimung begann wie in anderen Kulturen nach zwei Tagen, in einigen schon nach 18 Stunden. Jedoch boten die jungen Protonemata dieser Schalen ein vollkommen anderes Aussehen als die, die ich bis dahin gezogen hatte. Chlorophyllarme Keimfäden traten bei ihnen niemals auf. Die Zahl der Chloroplasten hatte sich — im Vergleich zu denen von Vorkeimen andrer Nährböden — verringert, ihre Größe dafür aber gesteigert. Sie nahmen häufig die Breite eines Fadens ein, sahen lebhaft grün aus und färbten sich bei Zusatz von Jodjodkalium dunkel. Die Figuren Seite 61 Nr. 2 stellen solche jungen Protonemata dar.

Nachdem ich Protonemata auf Agar mit Walderdeauszug kultiviert hatte, ging ich dazu über, *Funaria hygrometrica* auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration III zu ziehen. Auch auf diesem Nährboden blieb der chlorophyllarme Keimfaden aus. Die Protonemata machten einen sehr kräftigen Eindruck, obwohl sie nicht so aussahen wie die, die auf Agar mit Walderdeauszug wuchsen.

Gurlitt hat bereits gefunden, daß die Ausbildung des chlorophyllarmen Keimfadens von *Funaria hygrometrica* von der Nährstoffkonzentration abhängig ist und eingehende Versuche darüber angestellt. Ich habe daher auf ähnliche Untersuchungen verzichtet.

Nr. 3—13 Seite 61 geben die Entwicklung eines Vorkeims auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II wieder. Die Sporenzelle entsandte zwei Keimschläuche. Das Luftprotonema bildete sich bereits am 29. Mai 1928. Für das Wachstum und die Entstehung der Seiten- und der Luftfäden gilt dasselbe wie für die der anderen bereits beschriebenen Moose. Nachträgliche Einschiebung von Querwänden habe ich jedoch nicht beobachtet.

Die kugelig aussehenden Brutzellen entstanden auf dieselbe Weise wie bei den anderen von mir beobachteten Moosen. Im Maximum traten dabei Querwände bis zur 3. Ord-

nung auf. Servettaz (S. 146) erwähnt, daß in der Natur diese Fortpflanzungszellen durch Wind und Wasser verbreitet werden. Daß sie durch Wasser an einen anderen Ort gespült werden können und dann dort zu neuen Protonemata auswachsen, habe ich häufig bei meinen Schalenkulturen beobachtet.

Zum Vergleiche mit primärem zog ich blattbürtiges Protonema. Dabei fand ich, daß letzteres — und zwar bedeutend auffälliger als bei anderen Moosen — in viel kürzerer Zeit als Vorkeime aus Sporen (in etwa 10 Tagen) Moosknospen hervorbringt. Am sekundären Protonema von *Funaria hygrometrica* beobachtete ich außer den Brutzellen (s. oben), wie sie auch am primären auftreten, solche mit typischen Trennzellen oder „Tmemen", wie sie Correns (Untersuchungen . . . S. 156, 157) genannt hat. Wenn man die Fortpflanzung eines aus Sporen gewonnenen Vorkeims studieren will, darf man — meiner Ansicht nach — keine Kulturen benutzen, die bereits Knospen oder Stämmchen enthalten; denn diese können sich auf das Substrat legen und zu sekundärem Protonema auswachsen, dessen Fortpflanzungsorgane man dann leicht für solche des primären halten kann, zumal die Fäden der auf verschiedene Weise entstandenen Vorkeime sich äußerlich gar nicht voneinander unterscheiden.

Ich zog von *Funaria hygrometrica* über siebzig Kulturen primärer Protonemata und fand in keiner Brutzellen mit Tmemen, entdeckte diese dagegen sofort am ersten blattbürtigen Protonema.

Schon bei *Leptobryum piriforme* hatte ich Aehnliches beobachtet. Am primären Protonema dieses Mooses bildeten sich niemals, am sekundären stets Brutkörper.

Wegen dieser beiden Tatsachen: nämlich wegen der Verschiedenheit der Fortpflanzungsorgane des sekundären gegenüber denen des primären sowie wegen der schnelleren Entstehung von Moosknospen am sekundären Protonema glaube ich, annehmen zu dürfen, daß das sekundäre Protonema von vornherein anders organisiert ist als das primäre.

Die Protonemazelle von *Funaria hygrometrica* hatte eine Breite von 5 μ—31 μ und eine Länge von 16 μ—267 μ.

Die Moosstämmchenknospen entstanden am primären Protonema fünf Wochen nach der Aussaat der Sporen. Es gelang mir, ein Stämmchen eine Zeitlang zu beobachten (S. 63 Fig. 11 Nr. 1—7). Die Knospen von *Funaria hygrometrica* waren bedeutend größer als die von *Ceratodon purpureus*.

7. *Grimmia pulvinata* (L.) Smith.

(Figuren: Seite 62 Nr. 1—21, Seite 66 Nr. 37, 38.)

Literaturangaben[1]):

Servettaz, Seite 124, 127, 130, 131, 154, 207 (P).

Das zur Untersuchung verwendete Material stammte vom Alpinum des Botanischen Gartens zu Marburg (Lahn). Die reifen Kapseln wurden am 3. Juni 1928 gesammelt.

Die Sporen sind, mit bloßem Auge gesehen, bräunlichgelb gefärbt und 8—12 μ, im Mittel 10 μ groß (das Mittel wurde wie bei den anderen Sporengrößen berechnet). Sie haben schwach punktiertes Exospor (Seite 66 Nr. 38). Bei Beobachtung in Wasser sieht man 2—4 Chloroplasten (Seite 66 Nr. 37). Die erste Aussaat erfolgte am 4., die Keimung trat am 9. Juni 1928 ein. Die Kulturen wurden auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Nach der Keimung war das Exospor meistens nur noch nach Färbung sichtbar. Der erste Teil des Protonemawachstums unterschied sich von dem aller anderen von mir untersuchten Moose. Die Sporenzelle schwoll unter gleichzeitiger Chloroplastenvermehrung stark an, wurde länglich und teilte sich durch eine Querwand (Seite 62 Nr. 1). Jede der so gebildeten Zellen schob abermals eine Wand ein, so daß nunmehr vier Zellen fast in Quadrantenform nebeneinander lagen (Seite 62 Nr. 2). Jede von ihnen konnte zu einem Keimfaden auswachsen. Nr. 3—10 geben das Wachstum eines Vorkeims wieder. Man sieht an ihnen, daß sich das Luftprotonema zwar schon verhältnismäßig früh bildete, daß das Protonema aber sehr langsam wuchs. Die nachträgliche Einschiebung von Querwänden habe ich nur sehr selten bei Protonemata von *Grimmia pulvinata* beobachtet. Für die Entstehung der Seitenfäden gilt fast dasselbe wie für die anderer Moose. Die Wand, die den Nebenfaden vom Hauptfaden trennen soll, trifft meistens auf eine Querwand des letzteren, wie aus der Zeichnung Seite 62 Nr. 11 hervorgeht. Ich habe sie dagegen niemals an die Längswand des Hauptfadens ansetzen sehen. Aus den Zeichnungen Nr. 3—10 erkennt man, daß die einzelne Protonemazelle meistens kaum länger als breit, oft sogar breiter als lang ist und daß die Protonemafäden sehr eng gedrängt aneinander wachsen. Dieser kompakte Eindruck des Protonema

1) Vergl. Fußnote S. 19.

wurde bereits von Servettaz festgestellt; er findet sich nicht nur bei *Grimmia pulvinata*, sondern auch bei *Grimmia apocarpa*. Wenn man Protonemata verschiedener Moose unter gleichen Bedingungen zieht, erkennt man diese beiden *Grimmia*arten ohne weiteres an ihrem kompakten Aussehen. Aber noch eine Besonderheit hat das Protonema von *Grimmia pulvinata*, wenn es etwas erstarkt ist. Die Seitenfäden 1. Ordnung entstehen nämlich mit großer Regelmäßigkeit, die nur selten unterbrochen wird, abwechselnd rechts und links am Hauptfaden (Seite 62 Nr. 11). Vilhelm hat Sporen von *Grimmia montana* keimen lassen und schließt aus ihren Protonemata, daß sie für die Systematik der *Grimmiaceen* ohne Bedeutung sind. Ich kann auf Grund meiner Untersuchungen nicht derselben Meinung sein, möchte mich aber auch nicht ohne weiteres der Ansicht von Servettaz anschließen, der das kompakte Wachstum des Protonema (wie bei *Grimmia pulvinata)* für typisch für diejenigen Moose hält, die sehr starker Sonne und Hitze ausgesetzt sind, da ich noch zu wenig Vorkeime von Moosen, die auf Felsen und unter gleichen Bedingungen wie *Grimmia pulvinata* wachsen, untersucht habe. Ich muß allerdings gestehen, daß mir die Ansicht von Servettaz eher zusagt als die von Vilhelm.

Der Zerfall des Protonema von *Grimmia apocarpa* erfolgte unter Wachstum der Zellen in die Breite, Abrundung dieser Zellen und Auflösung der Mittellamelle. Neue Querwände habe ich dabei niemals entstehen sehen. Ich habe den Zerfall nur sehr selten beobachten können, da die Protonemafäden so dicht neben- und übereinander weg wuchsen, daß oft — selbst bei stärkster Vergrößerung — keine Unterscheidung der Fäden voneinander möglich war.

Die Protonemazelle besaß eine Breite von 9 μ—30 μ, eine Länge von 14 μ—119 μ.

Die ersten Knospen entdeckte ich in neun Monate alten Kulturen. Zeichnungen von ihnen anzufertigen, war wegen des dichten, fast keinen Lichtstrahl durchlassenden Protonema unmöglich. Eine Einzelkultur besaß, als sie in ihrem neunten Monate die ersten Knospen hervorbrachte, einen Durchmesser von 3 cm, eine Größe also, die auch Moospolster von *Grimmia pulvinata* häufig in der Natur haben.

8. *Grimmia apocarpa* (L.) Hedw.

(Figuren: Seite 62 Nr. 12—32, Seite 66 Nr. 35, 36.)

Das zur Untersuchung verwendete Material wuchs am Alpinum des Botanischen Gartens zu Marburg (Lahn). Die reifen Kapseln wurden am 4. Juni 1928 gesammelt.

Die Sporen haben einen Durchmesser von 8—10 μ, im Mittel von 9 μ. (Das Mittel wurde wie bei früheren Messungen berechnet.) Die Sporen sind, mit bloßem Auge gesehen, gelblich-bräunlich gefärbt. Sie haben ziemlich dickes Exospor. Die Rückenseite ist zwar schwach, aber doch noch etwas deutlicher punktiert als die Tetraederseite (Seite 66 Nr. 36). Das Exospor läßt bei der Ansicht in Wasser meistens zwei Chloroplasten durchschimmern (Seite 66 Nr. 35). Die erste Aussaat erfolgte am 7. Juni 1928. Am 16. Juni 1928 trat die Keimung ein. Die Kulturen wurden auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen und standen vor einem Südfenster des Arbeitsraumes. Nach der Keimung hing das Exospor bei älteren Protonemata noch der Sporenzelle an, wie Nr. 32 (Seite 62) zeigt. Ich habe es in dieser durch Schwärzung kenntlich gemacht. Am 3. Juli 1928 waren die am 7. Juni 1928 angelegten Kulturen zum größten Teil erst zweizellig und wuchsen auch in der folgenden Zeit sehr langsam, noch langsamer als die von *Grimmia pulvinata*. Die ersten Protonemastadien sahen nicht so wie die von *Grimmia pulvinata* aus, sondern so, wie die Figuren Seite 62 Nr. 12—15 zeigen. Nr. 12—21 geben die Entwicklung eines im Verhältnis zu anderen Protonemata dieses Mooses schnell wachsenden Vorkeims wieder. Er wurde schon bald recht unübersichtlich. Die Zellen legten sich teils eng zusammen, teils übereinander. Seite 62 Nr. 22—31 zeigen die Entwicklung eines Protonema während der Dauer von vier Monaten. Man sieht aus diesen Zeichnungen, daß für die Entstehung der Seitenfäden dasselbe wie für die von *Grimmia pulvinata* gilt. Später angelegte Kulturen bildeten zwei Monate nach der Keimung die ersten Luftfäden, nach weiteren fünf Monaten die ersten Knospen.

Einen Zerfall in Brutzellen habe ich bei *Grimmia apocarpa* nicht beobachtet.

Die Breite der Protonemazelle betrug 4 μ—24 μ, ihre Länge 11 μ—124 μ.

9. *Mnium hornum* L.

(Figuren: Seite 63 Fig. 9, Seite 66 Nr. 33.)

Ich holte das zur Untersuchung verwendete Material am 5. Mai 1928 aus dem Walde bei Marburg (Lahn) auf dem Wege von der Augustenruhe zur Kirchspitze.

Die Sporen haben einen Durchmesser von 28—42 μ, im Mittel von 34 μ. Sie zeigen, mit bloßem Auge gesehen, eine olivgrüne Farbe, die durch das gelbe, verhältnismäßig dünne Exospor bedingt ist, das zahlreiche Chloroplasten durchscheinen läßt (S. 63 Fig. 9 Nr. 1). Es besitzt warzige Erhebungen (S. 66 Nr. 33), die auch bei der Ansicht in Wasser noch sichtbar sind (S. 63 Fig. 9 Nr. 1). Die meisten Kulturen wurden im Monat Mai 1928 angesetzt und ausnahmslos auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Sie standen vor dem Westfenster des Arbeitsraumes und im Freien. Die Sporen keimten drei Tage nach der Aussaat. Vor der Keimung wuchs der Inhalt der Spore so stark, daß das Exospor platzte und dabei oft, in Fetzen zerrissen, fortgeschleudert wurde. Meistens trieben die Sporen zuerst nur einen langen Schlauch. Dies Stadium wird durch die Zeichnung Figur 9 Nr. 2 wiedergegeben. Dem ersten Hauptfaden folgte früher oder später ein zweiter. Auch Sporen mit drei Keimschläuchen habe ich gesehen, aber sie waren selten. Für die Entstehung der Seitenfäden und die Bildung der Querwände gilt dasselbe wie für die von *Ceratodon purpureus*. Figur 9 Nr. 3—18 stellen einen Vorkeim von *Mnium hornum* an aufeinander folgenden Tagen dar.

Brutzellen habe ich bei *Mnium hornum* nicht beobachtet.

Von allen Moosen, die ich zog, besaß *Mnium hornum* die durchschnittlich breitesten Protonemazellen. Sie hatten eine Breite von 13 μ—49 μ und eine Länge von 31 μ—266 μ. Die Fäden ließen sich bereits mit ganz schwachen Vergrößerungen erkennen und waren sehr widerstandsfähig. Unter allen Vorkeimen, die ich zog, wurden sie beim Ueberpflanzen von einer Schale in die andere niemals beschädigt. Wegen dieser Eigenschaften halte ich das Protonema von *Mnium hornum* für sehr geeignet als Unterrichts- oder Demonstrationsmaterial, zumal es auch langsam wächst, man also ein und dieselbe Kultur ein paar Tage hintereinander benutzen kann.

Die ersten Knospen entstanden Anfang November 1928 in Kulturen, die am 6. August 1928 gesät worden waren. Diejenigen, die im Mai 1928 angelegt wurden, trugen im Januar

1929 die ersten Moosstämmchenknospen, obwohl diese Kulturen alle auf demselben Nähr-Agar vor dem gleichen Fenster gezogen wurden.

10. *Tortula muralis* (L.) Hedw.

(Figuren: Seite 66 Nr. 54—61.)

Literaturangaben[1]):

Westerdijk, Seite 53 (P).

Das zur Untersuchung verwendete Material wurde am 4. Juni 1928 aus dem Botanischen Garten in Marburg (Lahn) geholt.

Die Sporen haben einen Durchmesser von 9—12 μ, im Mittel von 10 μ. Sie sind, mit bloßem Auge gesehen, bräunlich-gelb gefärbt. Das Exospor ist schwach punktiert (Seite 66 Nr. 54, 55). Die Sporen besitzen entweder einen großen Oeltropfen oder aber größere und kleinere Oelkugeln. Ich habe in ungekeimten Sporen meistens zwei, höchstens aber acht Chloroplasten gesehen (Seite 66 Nr. 56, 57). Die erste Sporenaussaat erfolgte am 7. Juni 1928. Die Keimung trat 14 Tage später ein. Die Kulturen wurden auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen und standen vor einem Süd- und dem Westfenster des Arbeitsraumes. Das bei der Keimung gesprengte Exospor klebte noch später in Stücken an der Sporenzelle. In dieser war kein Oel mehr festzustellen, wenn die erste Querwand sich gebildet hatte. Es entstanden nacheinander ein bis drei, meistens zwei Keimschläuche. Die Seitenfäden bildeten sich genau so wie beim Protonema von *Ceratodon purpureus*. Nachträgliche Einschiebung von Querwänden habe ich — außer bei Brutzellen — niemals gesehen. Es traten häufig einzellige Seitenfäden auf, die rundlich wie diejenigen in der Figur Seite 66 Nr. 58 waren. Sie wurden erst spät mehrzellig. Westerdijk beobachtete bereits Aehnliches an sekundärem Protonema von *Tortula muralis*. Der Vorkeim wuchs, ganz gleich, wo er stand — im Gegensatze zu dem aller anderen von mir gezogenen Moose — schon bald nach den ersten Stadien durch den ganzen Nährboden und entzog sich so der Beobachtung.

Die Brutzellenbildung ging zum Teil so vor sich wie bei *Ceratodon purpureus*, zum Teil aber schritt der Zerfall von den jüngsten zu den ältesten Zellen eines Fadens fort, wie

1) Vergl. Fußnote S. 19.

Seite 66 Nr. 59—61 zeigen. (Diese Stadien erinnerten mich etwas an die Konidienbildung der Pilze.) Bei dem Zerfall des Protonema in Brutzellen sah ich nur Querwände bis zur 2. Ordnung entstehen.

Die Protonemazelle hatte eine Breite von 7 μ—30 μ, eine Länge von 16 μ—240 μ.

Die ersten Moosstämmchenknospen beobachtete ich in vier und sieben Monate alten Kulturen.

11. *Polytrichum formosum* Hedw.

(Figuren: Seite 64 Nr. 12, 13, Seite 66 Nr. 1—13, 52, 53, 62.)

Das erste zur Untersuchung verwendete Material stammte aus teilweise entleerten, vorjährigen Kapseln, die ich am 28. April 1928 zwischen Wehrshausen und der Damm-Mühle fand. Im Spätsommer 1928 holte ich reife Kapseln aus dem Walde hinter dem Michelchen bei Marburg (Lahn).

Die Sporen haben einen Durchmesser von 10—16 μ, im Mittel von 12 μ und sind, mit bloßem Auge gesehen, ockergelb bis gelbbraun gefärbt. Sie sind fein punktiert (Seite 66 Nr. 52) und enthalten bis zu acht Chloroplasten und einen großen oder mehrere kleine Oeltropfen (Seite 66 Nr. 53). Die ersten Sporen wurden am 8. Juni 1928 ausgesät, die Keimung trat nach fünf Tagen ein. Die Kulturen standen im Freien. vor einem Süd- und dem Westfenster des Arbeitsraumes und wurden zuerst auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in den Konzentrationen I und II gezogen. Von dem Oelgehalt der Sporen war nichts mehr wahrzunehmen. sobald die Protonemata dreizellig waren. Da die Kulturen bei Anwesenheit der Nährlösung nach Arthur Meyer nur schlecht gediehen — es gelang mir bis zum Oktober 1928 trotz mehrfacher Bemühungen nicht, Zeichnungen ein und desselben Protonema an aufeinander folgenden Tagen zu erhalten. — so stellte ich Nährböden mit Knopscher Nährlösung her und pflanzte auf diese einzellige Vorkeime, die auf dem Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer nicht recht wachsen wollten. Außerdem säte ich Sporen auf die neu ausgegossenen Böden, die die Knopsche Nährlösung enthielten, aus. Daß die Protonemata auf ihnen gediehen, zeigen die Figuren Seite 66 Nr. 1—13, die das Wachstum ein und desselben Vorkeims an aufeinanderfolgenden Tagen wiedergeben. Als dieser einundzwanzig Zellen besaß, hatten andere Protonemata, die zu gleicher Zeit durch Aussaat von Sporen auf Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer

gewonnen waren, erst eine Größe von drei Zellen. Die Sporenzellen entließen zuerst alle einen Keimschlauch, der sofort zum Lichte hinwuchs. Ein zweiter entstand erst spät. Auch Seitenfäden bildeten sich erst nach längerer Zeit, wie die dritt- und sechstjüngste Zelle der Seite 66 Nr. 13 zeigen. Ueber ihre Entstehung ist dasselbe wie über die von *Ceratodon purpureus* zu sagen. Auch neue Querwände konnten sich nachträglich zwischen ältere einschieben. Sowohl Substrat- wie Luftfäden zeigten häufig schräg gestellte Querwände mit manchmal sohlenförmiger Biegung (Seite 66 Nr. 62). Unter allen Protonemata, die ich beobachtete, habe ich bei *Polytrichum formosum* die meisten schräg gestellten Querwände gesehen. Die Substratfäden im Nährboden waren, im Gegensatze zu denen anderer Moose, fast chlorophyllfrei.

Brutzellen bildeten sich in der für *Ceratodon purpureus* beschriebenen Weise. Dabei entstanden Querwände bis zur 3. Ordnung.

Die Protonemazelle hatte eine Breite von 10 μ—34 μ, eine Länge von 20 μ—240 μ.

Die ersten Knospen entdeckte ich in vier Monate alten Kulturen. Nr. 12 und 13 Seite 64 geben zwei junge Stämmchen wieder.

12. ***Georgia pellucida*** (L.) Rabenh.

(Figuren: Seite 64 Nr. 5, Seite 65, Seite 66 Nr. 14–27, 39, 40.)

Literaturangaben[1]):

Berggren, Seite 1—8 (S, P, Protonemablatt, K). — Correns (1899), Seite 197, 198 (P, Protonemablatt, Protonemabäumchen). — Janzen (1913), Seite 47—49 (S, P). — Jongmans, Seite 133—136, 138 (P, Protonemablatt, K).

Das zur Aussaat verwendete Material wurde am 19. Juli 1928 aus dem Gelände an der Knutzbach bei Marburg (Lahn) geholt.

Die Sporen haben einen Durchmesser von 10—13 μ, meistens einen von 12 μ und weisen, mit bloßem Auge gesehen, eine gelbliche Farbe auf. Das Exospor ist ziemlich glatt (Seite 66 Nr. 39). Legt man die Sporen in Wasser, so sieht man acht, selten weniger, im Minimum vier Chloroplasten (Seite 66 Nr. 40). Die ersten Sporen wurden am 20. Juli 1928 ausgesät. Die Keimung begann elf Tage später. Die Kulturen wurden auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach

1) Vergl. Fußnoten S. 19 und 29.

Arthur Meyer in der Konzentration II gezogen. Sie standen bis in den Winter 1928/29 hinein vor dem Westfenster, später vor einem Südfenster des Arbeitsraumes. Jede Spore bildete zuerst einen Keimschlauch, dem bald darauf, in einem rechten Winkel zum ersten, ein zweiter folgte. Diese Formen werden bereits von Janzen beschrieben. Nr. 1—15 Seite 65 stellen das Wachstum eines Protonema dar. Für die Entstehung der Seitenfäden und die nachträgliche Einschiebung der Querwände gilt dasselbe wie bei *Ceratodon purpureus*. Im Oktober 1928 wuchs in drei Monate alten Kulturen das erste Luftprotonema. Es bestand aus Fäden, die die zwei- bis vierfache Dicke eines gewöhnlichen Substratfadens besaßen. Im Oktober hatte jedes Protonema, das etwa zwei- bis dreimal so groß war wie das durch die Nr. 15 (Seite 65) dargestellte, bereits etwa zwei solcher Luftprotonemaäste, wie sie durch die Fig. 12 Nr. 16 wiedergegeben werden. Sie machten bald den Eindruck eines Gestrüpps und unterschieden sich in ihrem Wachstum fast durch nichts von dem des Substratprotonema. Nur entstanden manchmal bei diesen Luftfäden auch Längswände, wie aus den Nr. 14—27 Seite 66 hervorgeht. Ich möchte sie nicht Protonemabäumchen nennen, denn dieser Ausdruck ist für eine besondere Art von Assimilationsorganen festgelegt. Kühn nennt die Protonemakörper bei *Andreaea*, die in die Luft ragen und fädige Verzweigungen bilden können, „Vorkeimbäumchen", Correns fand bei *Georgia pellucida* mehrschichtige „Protonemabäumchen", die bei weitem nicht so verzweigt sind wie die Luftfäden, die ich beobachtete. In meinen Kulturen habe ich derartige Bäumchen nie gesehen. Correns selbst hält sie für anormale Erscheinungen, die durch mangelhafte Ernährung und Beleuchtung hervorgerufen werden können, da er in der Natur derartige Gebilde nie fand. Außer dicken beobachtete ich vereinzelt dünne Luftfäden, deren Zellbreite sich nicht von der der Keimschläuche unterschied. Das erste Protonemablatt bildete sich Ende Oktober 1928 in einer am 20. Juli 1928 angelegten Kultur. Es wuchs zuerst wie ein dickzelliger Luftfaden mit einschneidigem Scheitel. Dann teilten sich die Zellen unterhalb des Scheitels mehrfach längs (Seite 65 Nr. 17), darauf auch der Scheitel (Nr. 18). Die am nächsten dem Substrat anliegenden Zellen des Blattes schoben Quer- und Längswände ein und bildeten dadurch den sogenannten Stiel (Seite 64 Nr. 5). Die Figuren Seite 65 Nr. 17 und 18 stellen die Entwicklung eines ersten, Nr. 19 bis 28 die eines zweiten Protonemablattes unter Weglassung

des Stieles dar. Man sieht an ihnen, daß in der Scheitelzelle eine Längswand auftritt, worauf eine Aufteilung mittels perikliner und antikliner Wände erfolgt. In diesen Zeichnungen habe ich die Hauptsegmente, also die Querwände, die durch das Wachstum der Scheitelzelle gebildet wurden, dick ausgezogen. Die erste Aufteilungswand eines Segments habe ich durch Striche, die mit Punkten abwechseln, die zweite durch längsverlaufende Strichelung, die dritte durch Punktierung, die vierte durch querverlaufende Strichelung, die fünfte durch lang ausgezogene Striche, die sechste durch Kreuze kenntlich gemacht. Daß die einschneidige Scheitelzelle lange erhalten bleiben kann, zeigt Seite 65 Nr. 29. Einen anderen als einen einschneidigen Scheitel habe ich beim Protonemablatt von *Georgia pellucida* nie beobachtet. Meine Untersuchungen stimmen also in diesem Punkte nicht mit denen von Correns und Jongmans überein, decken sich dagegen mit denen Berggrens. Diese Assimilationsorgane können — wie auch bereits von Berggren festgestellt wurde — aus ihrem Grunde neue Protonemablätter, außerdem lappige Formen oder dicke, ja selbst dünne Luftfäden durch Auswachsen einiger Randzellen bilden. Die von mir gefundenen Blätter waren stets einschichtig, höchstens an ihrem Grunde, dort, wo sie in den Stiel übergingen, mehrschichtig. Der Blattstiel war stets ein Zellkörper. Die Protonemablätter stellten sich mehr oder weniger senkrecht zum Lichteinfall und konnten starke Bewegungen ausführen, die die Beobachtung erschwerten.

Beim Zerfall der Substratfäden rundeten sich die Zellen ab, und die Mittellamellen lösten sich auf. Nur Zellen, die von vornherein sehr kurz angelegt waren, lieferten Brutzellen. Neue Querwände habe ich dabei nicht beobachtet.

Die Zellen des Substratprotonema hatten eine Breite von 7 μ—22 μ, eine Länge von 18 μ—107 μ. Die Zellen der dicken Luftfäden hatten eine Breite von 19 μ—38 μ, eine Länge von 19 μ—52 μ.

Die erste Knospe beobachtete ich am 18. November 1928 in einer Kultur, die am 20. Juli 1928 angesetzt wurde (Seite 64 Nr. 5). Die Knospen entstanden so, wie Berggren und Jongmans es beschreiben. Eine Außenzelle an dem Grunde des Protonemablattes wölbte sich vor und teilte sich durch eine zur Oberfläche des Blattes parallel verlaufende Querwand. Die äußere der so entstandenen beiden Zellen wuchs zu einem kräftigen, zwei- bis mehrzelligen Faden aus, dessen Endzelle durch rasch aufeinander folgende

Längsteilungen die dreischneidige Scheitelzelle der Knospe lieferte, oder aber sie bildete durch drei aufeinander folgende Längswände sofort den dreischneidigen Scheitel des zukünftigen Stämmchens. Im Dezember stellte ich die Kulturen vor ein Südfenster des Arbeitsraumes. Dadurch erzielte ich bald sehr viele Knospen und Stämmchen, die alle vom Februar 1929 ab Brutkörbchen trugen. In meinen Kulturen habe ich Brutkörper nur an den Enden von Moosstämmchen gefunden.

III. Zusammenfassung.

Bei den von mir untersuchten Moosen nahm mit dem Alter der Sporen die Keimfähigkeit ab. Die Protonemata hatten in der Hauptsache Spitzenwachstum. Neue Seitenfäden entstanden vorzugsweise am Ende von Zellen und trennten sich von ihnen durch Wände, die meistens dieselbe Richtung wie die Außenwandung des Hauptfadens hatten. Seiten- und Hauptfäden verhielten sich in ihrem Wachstum gleich. Meistens standen die einen Faden gliedernden Wände quer, selten schief.

Chlorophyllarme Keimfäden konnten bei der Keimung von *Funaria hygrometrica* auftreten, an Protonemata anderer Moose habe ich sie nie beobachtet.

Kürzere oder spätere Zeit nach der Keimung bildete sich das Luftprotonema. Es bestand bei den ersten elf aufgeführten Moosen aus Fäden, die sich in ihrem Wachstum genau so verhielten, wie die, welche sich auf dem Substrat hinzogen. Bei *Georgia pellucida* wurde es gebildet:

1. aus dickeren und dünneren Luftfäden.
2. aus Protonemablättern.

Das Luftprotonema wuchs in manchen Kulturen so dicht, daß es die Uebersicht über die auf dem Substrat sich hinziehenden Fäden unmöglich machte.

An den Vorkeimen der meisten Moose entstanden Brutzellen. Dabei konnten die Fäden in die Breite und Länge wachsen und sich zwischen die bereits vorhandenen Querwände neue einschieben. Die Brutzellen trugen zur Vermehrung bei. Wenn die Protonemata ein bestimmtes Alter erreicht hatten, wuchsen die ersten Knospen.

Ich habe in nebenstehender Tabelle die Namen der untersuchten Moose, ihre Sporengröße und Keimdauer, die Art der Nährböden, Breite und Länge der Protonemazellen, sowie Angaben über Brutzellen und Knospenentstehung zusammengefaßt.

Name des Mooses	Sporengrösse	Mittlere Sporengrösse	Verwendete Nährböden 1,5% Agar—Agar mit den Nährlösungen
Ceratodon purpureus	10—16 μ	12 μ	nach Arthur Meyer in den Konzentrationen I und II
Bartramia pomiformis	16—28 μ	21 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Bryum caespiticium	10—14 μ	12 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Pohlia nutans	9—22 μ	19 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Leptobryum piriforme	10—16 μ	12 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Funaria hygrometrica	12—20 μ	16 μ	nach Arthur Meyer in den Konzentrationen I, II, III u. m. Bodenauszug
Grimmia pulvinata	8—12 μ	10 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Grimmia apocarpa	8—10 μ	9 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Mnium hornum	28—42 μ	34 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Tortula muralis	9—12 μ	10 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II
Polytrichum formosum	10—16 μ	12 μ	nach Arthur Meyer in den Konzentrationen I, II, nach Knop
Georgia pellucida	10—13 μ	12 μ	nach Arthur Meyer in der Konzentration II

früheste Keimung nach der Aussaat	Zellbreite des Protonema	Zellänge des Protonema	Brutzellenbildung	Früheste Knospenentstehung nach der Aussaat
nach $1^{7}/_{12}$ Tg.	16–51 μ	22—135 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 4. Ordnung	1 Mon. nach der Aussaat
nach 5 Tg.	8—29 μ	13—102 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 2. Ordnung	1 Mon. nach der Aussaat
nach $1^{1}/_{4}$ Tg.	8—39 μ	31—250 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 3. Ordnung	4 Mon. nach der Aussaat
nach 4 Tg.	8—26 μ	17—169 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 2. Ordnung	9 Mon. nach der Aussaat
nach 2 Tg.	4—35 μ	9–155 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 3. Ordnung	$3^{3}/_{4}$ Mon. nach der Aussaat
nach $^{3}/_{4}$ Tg.	5–31 μ	16—267 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 3. Ordnung	$1^{1}/_{4}$ Mon. nach der Aussaat
nach 5 Tg.	9–30 μ	14—119 μ	Brutzellenbildung ohne neue Querwände	9 Mon. nach der Aussaat
nach 9 Tg.	4—24 μ	11—124 μ	kein Zerfall beobachtet	7 Mon. nach der Aussaat
nach 3 Tg.	13—49 μ	31–266 μ	kein Zerfall beobachtet	3 Mon. nach der Aussaat
nach 14 Tg.	7—30 μ	16—240 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 2. Ordnung	4 Mon. nach der Aussaat
nach 5 Tg.	10—34 μ	20—240 μ	dabei Auftreten neuer Querwände bis zur 3. Ordnung	4 Mon. nach der Aussaat
nach 11 Tg.	Substratprotonema: 7—22 μ, Luftprotonema: 19–38 μ	Substratprotonema: 18—107 μ, Luftprotonema: 19–52 μ	Brutzellenbildung ohne neue Querwände	4 Mon. nach der Aussaat

Die dreischneidige Scheitelzelle der Knospe bildete sich bei den elf zuerst aufgeführten Moosen aus der Endzelle eines kurzen Luftfadens (Knospenstiel), der sich vom Substrat erhob. Bei *Georgia pellucida* entstanden die Knospen aus dem Grunde der Protonemablätter. Die Aufteilung der Segmente bei Knospen und jungen Stämmchen geht zum Teil so vor sich, wie Leitgeb sie für das *Fontinalis*-Stämmchen angibt. Die Länge des Knospenstieles und die Zeitdauer der Stämmchenentstehung sind von der Lichtintensität abhängig.

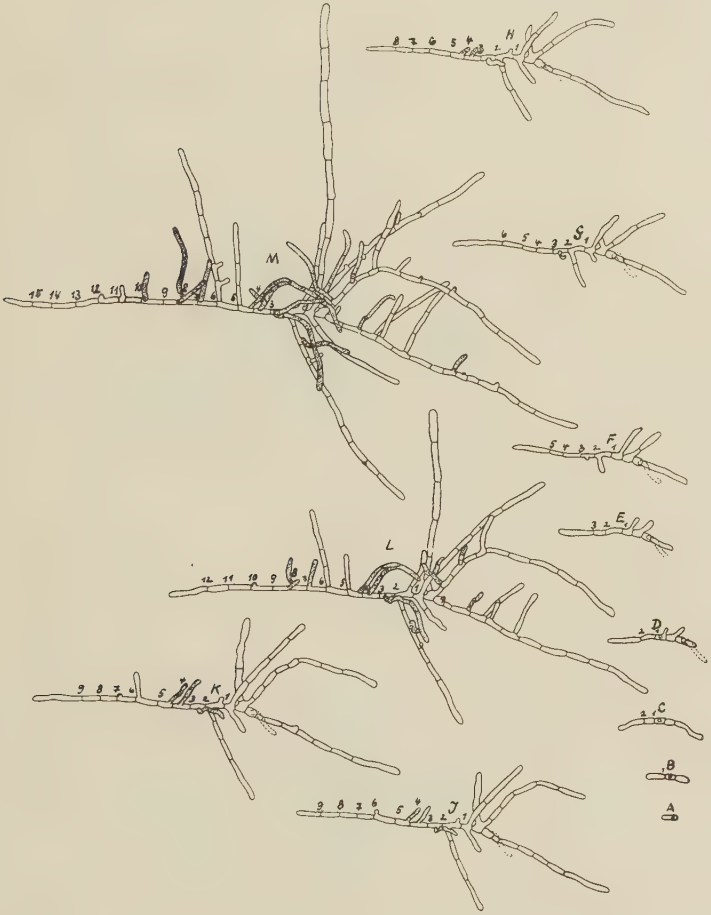
Die vorliegenden Untersuchungen wurden vom Sommer-Semester 1928 bis zum Sommer-Semester 1929 einschließlich im Botanischen Institut der Universität zu Marburg (Lahn) unter Leitung von Herrn Prof. Dr. P. Clausen ausgeführt, dem ich für die Anregung und Unterstützung zu ganz besonderem Danke verpflichtet bin.

E. Literatur.

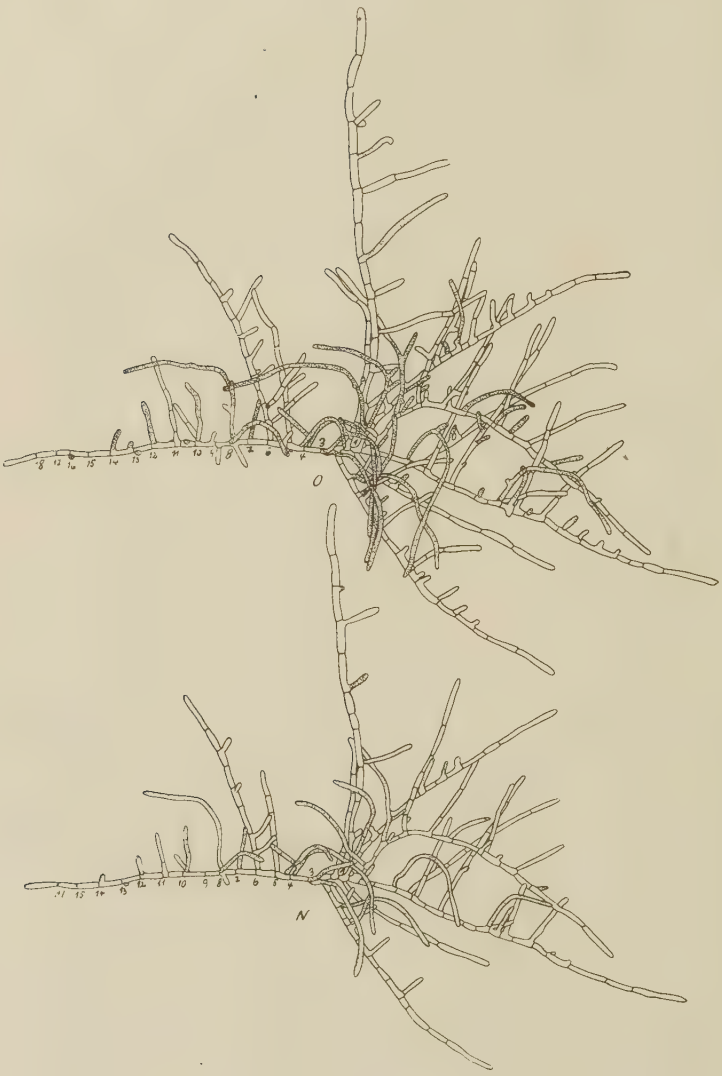
1832. Agardh, C. A.: Lehrbuch der Botanik. 2. Abteilung: Biologie. Aus dem Schwedischen übersetzt von F. C. H. Creplin. Greifswald.
1906. Becquerel, M. Paul: Germination des spores d'*Atrichum undulatum* et d'*Hypnum velutinum*. Revue générale de Botanique. Paris. **18**, 49—66.
1908. Behrens, Wilhelm: Tabellen zum Gebrauch bei mikroskopischen Arbeiten. 4. verbesserte Auflage, herausgegeben von Ernst Küster. Leipzig.
1867. Berggreen, S.: Studier öfver Mossornas bygnad och utveckling. I. *Andreaeaceae*. Acta Universitatis Lundensis. II. Afdelningen För Mathematik Och Naturvetenskap. Nr. 12.
1870. ——: Studier öfver Mossornas bygnad och utveckling. II. *Tetraphideae*. Acta Universitatis Lundensis. II. Afdelningen För Mathematik Och Naturvetenskap. Nr. 8.
1928. Bernstein, Marie: Versuche über die Lebensdauer der Moossporen. Acta Horti Botanici Universitatis Latviensis. Riga. 33—38.
1896. Berthold, G.: Studien über Protoplasmamechanik. Leipzig.
1836. Bischoff, Gottl. Wilhelm: Lehrbuch der Botanik. Allgemeine Botanik II. Stuttgart.
1919. Brown, Mabel Mary: The development of the gametophyte and the distribution of the sexual characters in *Funaria hygrometrica* (L.) Schreb. American Journal of Botany. **6**, 387—400.
1823. Cassebeer, Johann Heinrich: Ueber die Entwicklung der Laubmoose. Frankfurt a. M.
1899. Correns, C.: Untersuchungen über die Vermehrung der Laubmoose durch Brutorgane und Stecklinge. Jena.
1929. Dening, Karl: Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen am Gametophyten von *Buxbaumia aphylla* (L.). Verhandlungen des Naturh. Vereins d. preuß. Rheinlande u. Westfalens. **85**, 305—345.

1781. Ehrhart, F.: Zwei neue Pflanzengattungen. Hannoverisches Magazin. Hannover. **18**, 930—935.
1888. Errera: Vergleiche: 60. Versammlung Deutscher Naturforscher und Aerzte zu Wiesbaden. Sektion für Botanik. Sitzung vom 21. September 1887. Biologisches Zentralblatt. **7**, 728—731.
1905. Giesenhagen, K.: Studien über die Zellteilung im Pflanzenreiche. Stuttgart.
1899. Goebel, K. v: Ueber die Jugendzustände der Pflanzen. Flora. **72**, 1—45.
1896. — —: Ueber Jugendformen von Pflanzen und deren künstliche Wiederhervorrufung. Sitzungsberichte der mathematisch-physikalischen Klasse der k. k. Akademie der Wissenschaften zu München. **26**, 447—497.
1915. — —: Organographie der Pflanzen. 2. Teil, 1. Heft, 770—793. Jena.
1854: Gümbel, W. Theodor: Der Vorkeim. Beitrag zur Entwicklungsgeschichte der Moospflanze. Verhandlungen der Kaiserlich Leopolnisch-Carolinischen Akademie der Naturforscher. **24**, 575—669.
1918: Gurlitt, Ludwiga: Ueber den Einfluß der Konzentration der Nährlösung auf einige Pflanzen. Beihefte zum Botanischen Zentralblatt. **35**, 279—341.
1918. Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie. Leipzig.
1782. Hedwig, Johannes: Fundamentum Historiae Naturalis *Muscorum frondosorum.* Pars II. Leipzig.
1851. Hofmeister, Wilhelm: Vergleichende Untersuchungen der Keimung, Entfaltung und Fruchtbildung höherer Kryptogamen und der Samenbildung der *Coniferen.* Leipzig.
1854. — —: Zur Morphologie der Moose. Berichte der Königlich Sächsischen Gesellschaft der Wissenschaften, math.-physik. Klasse. 92—106.
1909. Janzen, P.: *Funaria hygrometrica.* Ein Moosleben in Wort und Bild. Schriften der naturforschenden Gesellschaft in Danzig. **12**, 1—44.
1913. — —: Die Jugendformen der Laubmoose und ihre Kultur. Berichte des westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins. **35**, 1—62.
1907. Jongmans, W. J.: Ueber Brutkörper bildende Laubmoose. Recueil des travaux botaniques Neerlandais. **3**, 67—162.
1893. Klebs, Georg: Ueber den Einfluß des Lichtes auf die Fortpflanzung der Gewächse. Biologisches Centralblatt. **13**, 641—656.
1874. Kühn, Emil: Zur Entwicklungsgeschichte der *Andreaeaceen.* Schenk u. Luerssen, Mitteilungen aus dem Gesamtgebiete der Botanik. **1**, 1—56.
1915. Lampa, E.: Untersuchungen über die ersten Entwicklungsstadien einiger Moose. Oesterreichische botanische Zeitschrift. **65**, 195—204.
1868. Leitgeb, H.: Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Pflanzenorgane. I. Wachstum des Stämmchens von *Fontinalis antipyretica.* Sitzungsberichte der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Klasse der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften. Wien. **57**, 1. Abteilung, 308—342.
1918. Lesage, Pierre: Contribution à l'étude de la germination des spores de mousses. Comptes rendus hébdomadaires des Séances de l'Academie des Sciences. Paris. **166**, 744—747.
1908. Lidforss, Bengt: Ueber kinoplasmatische Verbindungsfäden zwischen Zellkern und Chromatophoren. Lunds Universitets Arsskrift. N. F. Afd. 2. **4**, Nr. 1.
1836. Meyen, J.: Jahresbericht über die Resultate der Arbeiten im Felde der physikalischen Botanik von dem Jahre 1835. Archiv für Natur-

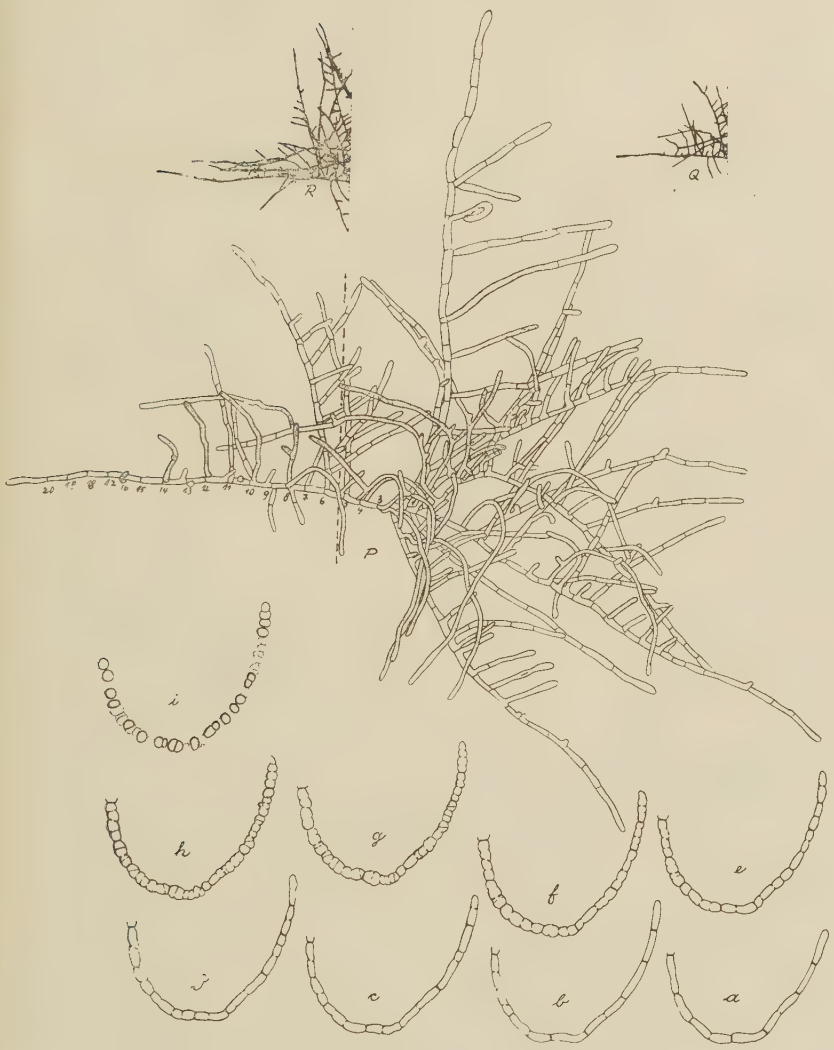
geschichte von Dr. Ar. Fr. Aug. Wiegmann. 2. Jahrgang. **2**, 15—130.
1839 ——: Neues System der Pflanzen-Physiologie. Berlin. **3**, 400—404.
1927. Mönkemeyer, Wilh.: Dr. L. Rabenhorsts Kryptogamen-Flora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz. **4**, Ergänzungsband: Die Laubmoose Europas. *Andreaeales-Bryales.* Leipzig.
1874. Müller (Thurgau), H.: Die Sporenvorkeime und Zweigvorkeime der Laubmoose. (Protonema und Rhizoiden.) Sachs: Arbeiten des botanischen Instituts in Würzburg. **1**, 475—499.
1845. Nägeli, Carl: Wachstumsgeschichte der Laub- und Lebermoose. Zeitschrift für wissenschaftliche Botanik von M. J. Schleiden und Carl Nägeli. Zürich. **1**, 138—210.
1824. Nees v. Esenbeck, Th. Fr. Ludw.: Beobachtungen über die Entwicklung der Laubmoose aus ihren Keimkörnern. Nova acta physico-medica academiae Caesareae Leopoldino-Carolinae naturae curiosorum. Bonn. **12**, 167—180.
1928. Patschovsky, Norbert: Der Einfluß der Ernährung auf die Formbildung und den Entwicklungsrhythmus von *Funaria hygrometrica* (L.) Sibth. Zeitschrift für induktive Abstammungs- und Vererbungslehre. **46**, 112—187.
1903. Paul, H.: Beiträge zur Biologie der Laubmoosrhizoiden. Englers botanische Jahrbücher. **32**, 239—274.
1921. Pringsheim, Ernst G.: Physiologische Studien an Moosen. 1. Mitteilung. Die Reinkultur von *Leptobryum piriforme* (L.) Schpr. Jahrbücher f. wissenschaftl. Botanik. **60**, 499—530.
1868. Sachs: Lehrbuch der Botanik. Leipzig.
1848. Schimper, W. P.: Recherches anatomiques et morphologiques sur les mousses. Strasbourg.
1861. Schleiden, M. J.: Grundzüge der wissenschaftlichen Botanik. 4. Auflage. Leipzig.
1906. Schoene, Kurt: Beiträge zur Kenntnis der Laubmoossporen und zur Biologie der Laubmoosrhizoiden. Flora. **96**, 276—321.
1913. Servettaz, Cam.: Recherches expérimentales sur le développement et la nutrition des mousses en milieux sterilisées. Ann. d. Scienc. nat. Bot. 9. Sér. **17**, 111—224.
1913. Sieben, Hubert: Einführung in die botanische Mikrotechnik. Jena.
1913. Ubisch, G. v.: Sterile Mooskulturen. Berichte der Deutschen botanischen Gesellschaft. **31**, 543—552.
1923. Vilhelm, Jan: O kličeni protonematu vegetativním rozmnožování a bastardaci u Grimmiaceae. Preslia, Věstník Československé Botanické Společnosti Rocnik **2** (für das Jahr 1922) Praha (Prag), 141—147.
1831. Wallroth: Flora cryptogamica Germaniae. **3**. Pars prior. Norimbergae.
1907. Westerdijk, Johanna: Zur Regeneration der Laubmoose. Recueil des travaux botaniques Néerlandais. **3**, 1—67.
1902. Zederbauer, E.: Untersuchungen über Anlage und Entwicklung der Knospen an den Vorkeimen einiger Laubmoose. Oesterreichische botanische Zeitschrift. Wien. **52**, 45—48, 96—100.
1896. Zimmermann, A.: Die Morphologie und Physiologie des pflanzlichen Zellkernes. Jena.



Figur 1.

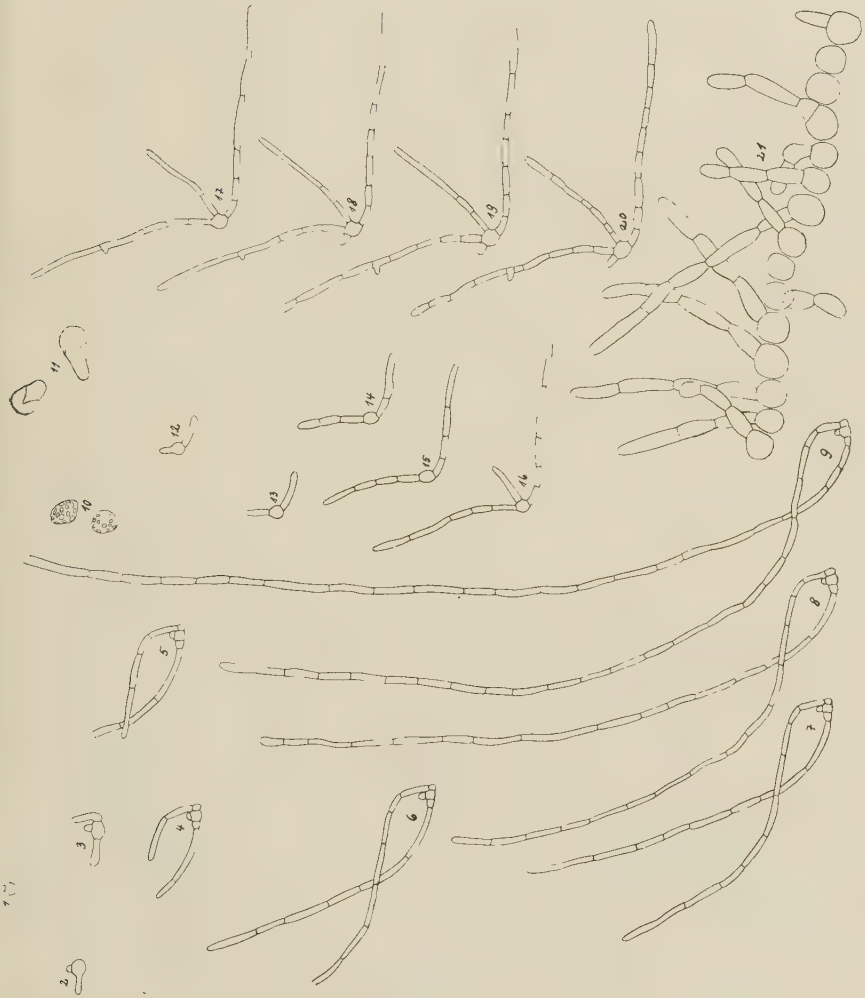


Figur 2.

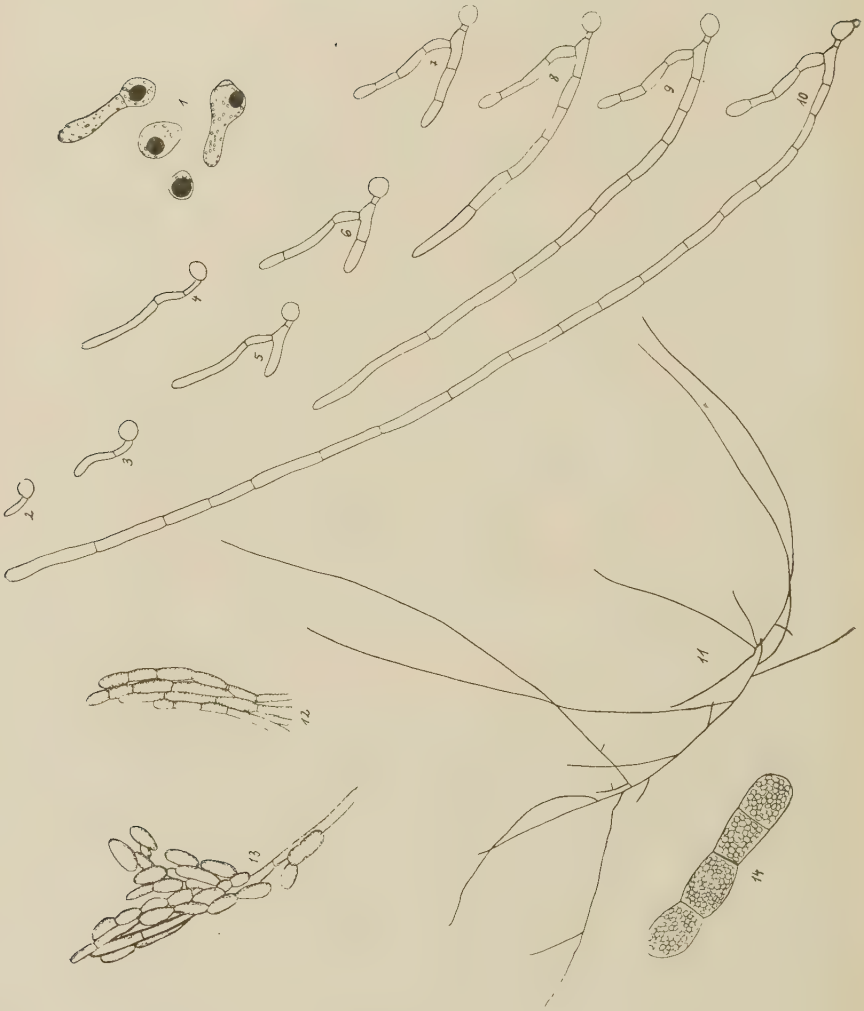


Figur 3.

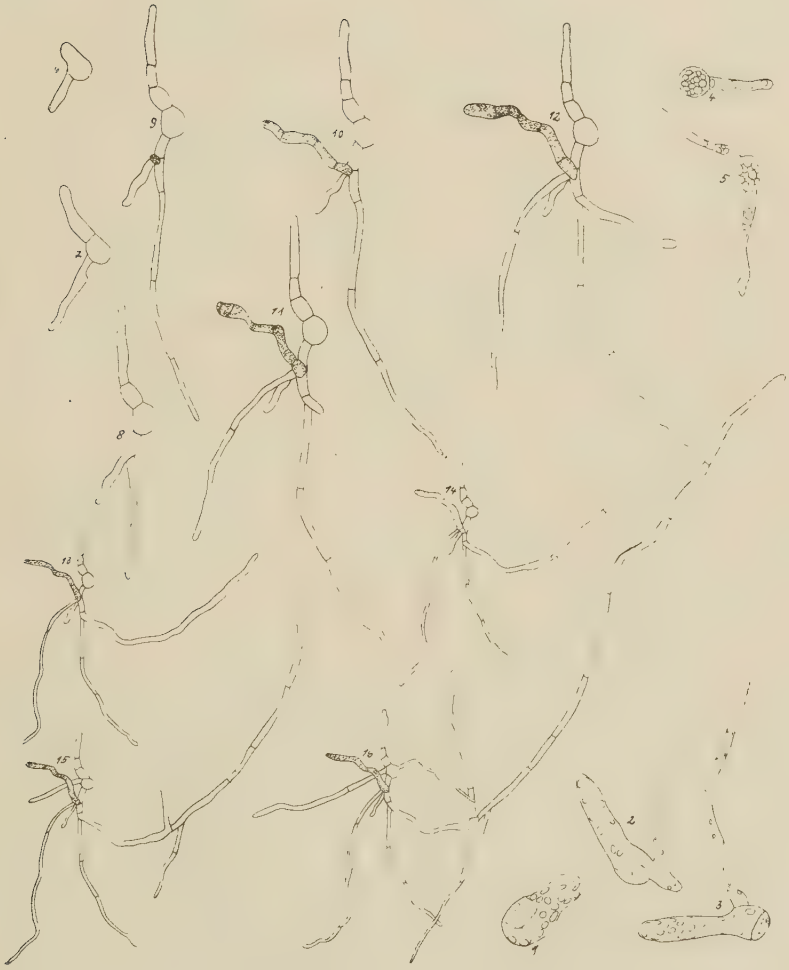
Figur 4.



Figur 5.



Figur 6.



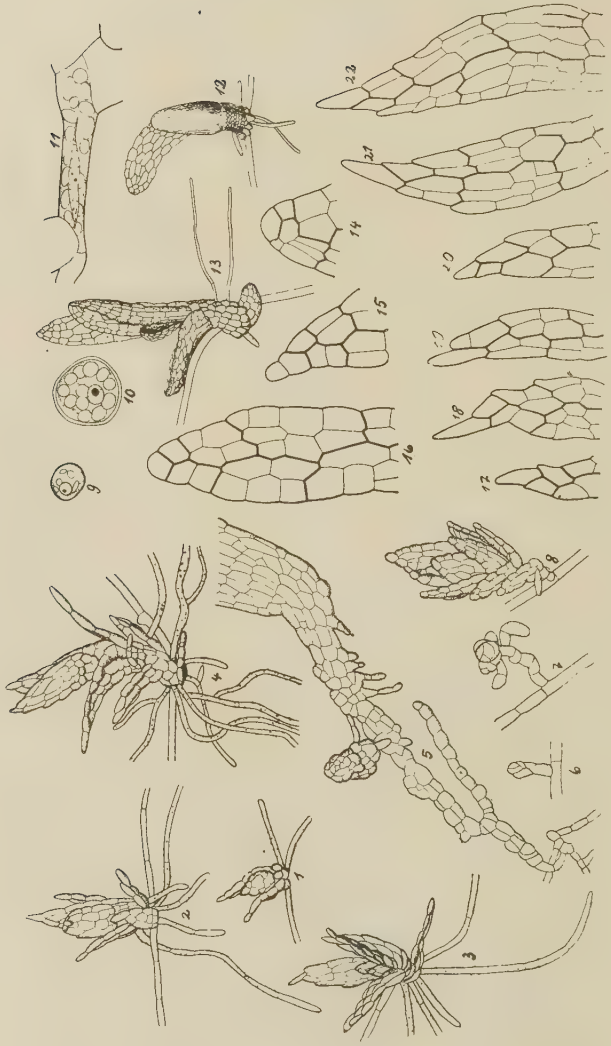
Figur 7.

1
2
3
4
5
6
7
8
9
10
11
12
13
14
15
16
17
18
19
20
21
22
23
24
25
26
27
28
29
30
31
32

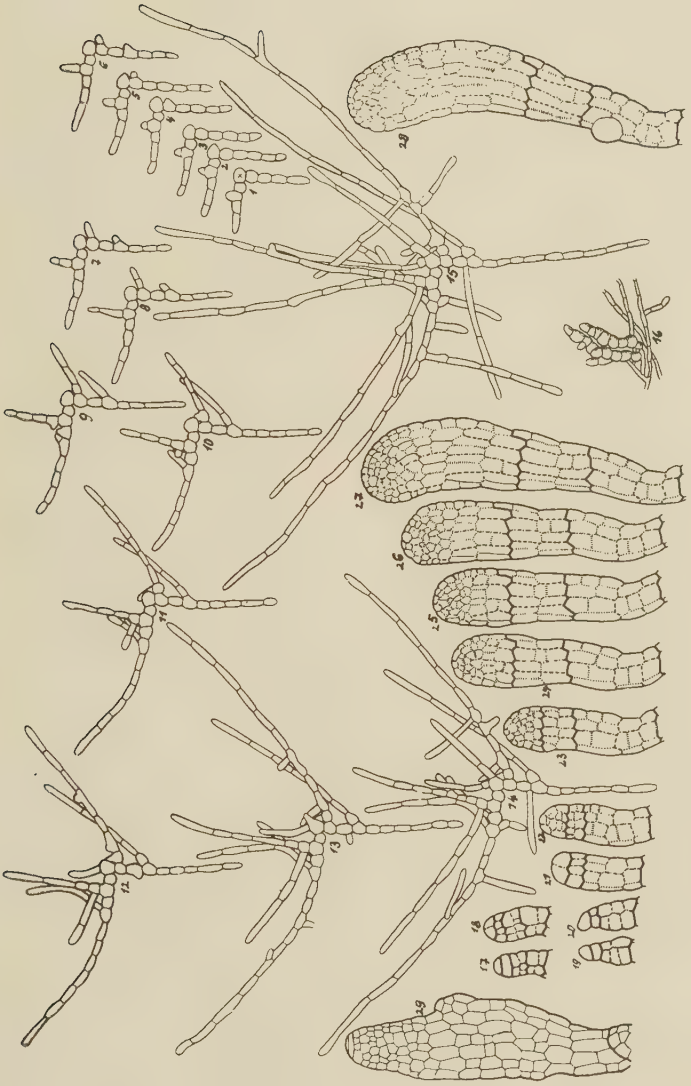
Figur 8.

Figur 9.

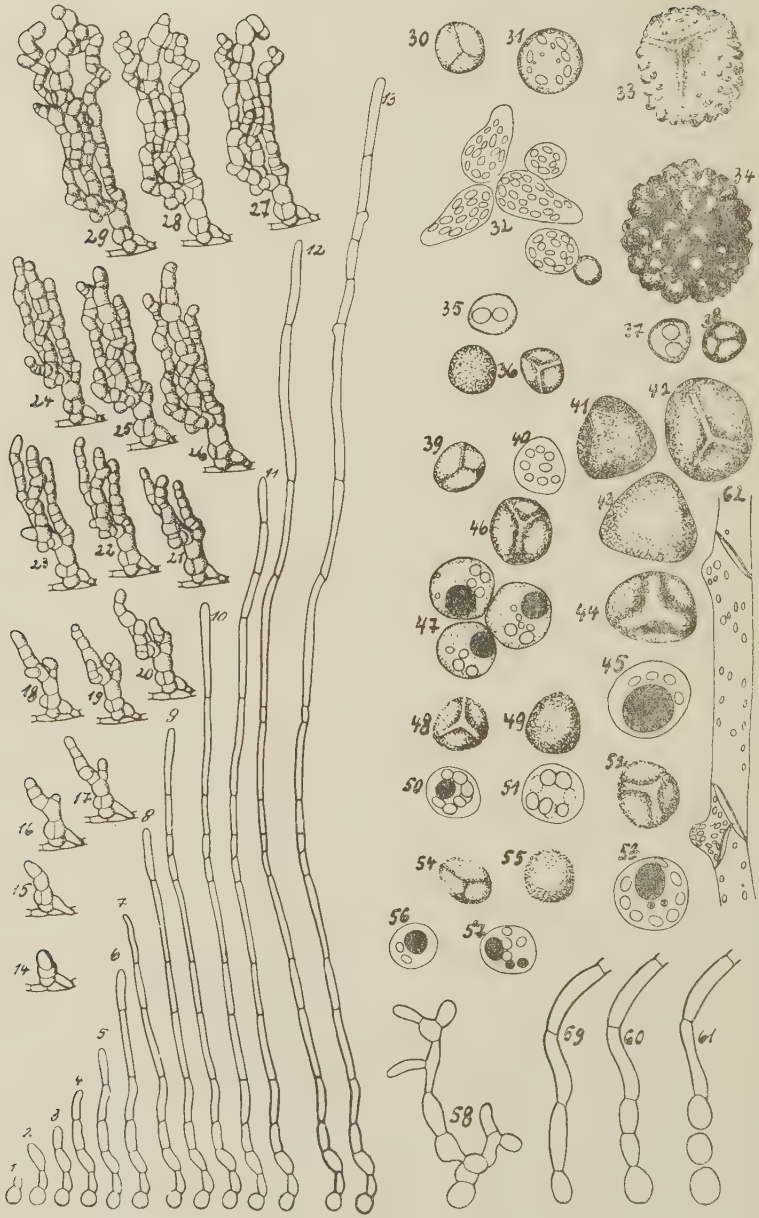
Figur 11.



Figur 10.



Figur 12.



Figur 13.

Figuren - Erklärung.

Seite 55–57 (Fig. 1–3): ***Ceratodon purpureus*** (L.) Brid.

Vergrößerungen: **A—P** — 47 : 1, **Q, R** — 15 : 1, **a—i** — 30 : 1.

A—P stellen das Wachstum ein und desselben Protonema dar.
Q, R geben den linken Teil dieses Protonema an zwei weiteren Tagen wieder.
a—i der Tafel **3** zeigen den Zerfall eines Protonemafadens in Brutzellen.

Seite 58 (Fig. 4): ***Bartramia pomiformis*** Hedw.

Vergrößerungen: **1, 16** — 293 : 1, **2—14** — 75 : 1, **15** — 26 : 1, **17—21** — 93 : 1.

1 Keimende Spore.
2—7 stellen das Wachstum eines ersten,
8—15 das eines zweiten Protonema dar.
16 Teil eines Protonema.
17—21 Brutzellenbildung.

Seite 59 (Fig. 5): ***Bryum caespiticium*** L. u. ***Pohlia nutans*** Lindb.

Vergrößerungen: **1—9, 12—20** — 75 : 1, **10** — 193 : 1, **11** — 293 : 1, **21** — 140 : 1.

1—9 geben das Wachstum eines Protonema von *Bryum caespiticium* wieder.
10 Keimende Sporen von *Pohlia nutans*.
11 Gekeimte Sporen von *Pohlia nutans*, bei denen das aufgerissene Exospor durch Färbung sichtbar gemacht wurde.
12—20 Wachstum eines Protonema von *Pohlia nutans*.
21 Ein in Brutzellen zerfallener Protonemafaden von *Pohlia nutans*, der zu neuen Protonemata ausgewachsen ist.

Seite 60 (Fig. 6): ***Leptobryum piriforme*** (L.) Schpr.

Vergrößerungen: **1** — 293 : 1, **2—10** — 140 : 1, **11** — 26 : 1, **12, 13** — 93 : 1, **14** — 193 : 1.

1 Junge Protonemata einer Sammelkultur in ihrer richtigen Lage zueinander.
2—11 Wachstum eines Protonema.
12 Fäden des Luftprotonema, die sich aneinander gelegt haben und dadurch den Eindruck eines Blattes erwecken.
13 Luftprotonema, Brutzellen bildend.
14 Vier, noch nicht voneinander getrennte Brutzellen mit ihren zahlreichen Chloroplasten.

Seite 61 (Fig. 7): ***Funaria hygrometrica*** (L.) Sibth.

Vergrößerungen: **1—3** — 293 : 1, **4—12** — 140 : 1, **13—16** — 75 : 1.

1 Mit einem Protonemafaden keimende Spore.
2 Spore, die gleichzeitig mit einem chlorophyllreichen und einem chlorophyllarmen Keimschlauch gekeimt ist.
3 Junges Protonema, bei dem zuerst der chlorophyllarme Keimschlauch entstand.

Die Stadien **1—3** gehörten einer Kultur an, die auf Nähr-Agar-Agar mit der Nährlösung nach Arthur Meyer in der Konzentration II ausgesät worden war.

4 Mit einem Keimschlauch gekeimte Spore.
5 Mit zwei Keimschläuchen gekeimte Sporen.
4, 5 wuchsen auf einem Nährboden, der als Nährlösung den auf heißem Wege hergestellten Bodenauszug einer Brandstelle enthielt, an der sich *Funaria hygrometrica* befand.
6—16 Wachstum eines Protonema.

Seite 62 (Fig. 8): ***Grimmia pulvinata*** (L.) Smith und ***Grimmia apocarpa*** (L.) Hedw.

Vergrößerungen: **1—31** — 140 : 1, **32** — 393 : 1.

1 Zweizelliges Protonema von *Grimmia pulvinata*.
2 Vierzelliges Protonema von *Grimmia pulvinata* mit eingezeichneten Chloroplasten.
3—10 Wachstum eines Protonema von *Grimmia pulvinata*.
11 Teil eines Protonema von *Grimmia pulvinata*.
12—21 Wachstum eines ersten,
22—31 Wachstum eines zweiten Protonema von *Grimmia apocarpa*.
32 Junges Protonema von *Grimmia apocarpa* mit eingezeichneten Chloroplasten.

Seite 63 (Fig. 9): ***Mnium hornum*** (L.).

Vergrößerungen: **1** — 289 : 1, **2** — 93 : 1, **3—18** — 50 : 1.

1 Ungekeimte Spore — Ansicht in Wasser.
2 Junges Protonema mit eingezeichneten Chloroplasten.
3—18 Wachstum eines Protonema.

Seite 64 (Fig. 10).

Vergrößerungen: **1—4** — 93 : 1, **5—8** — 62 : 1, **9—11** — 440 : 1, **12, 13** — 44 : 1, **14—22** — 193 : 1.

1—3 Moosstämmchenknospen verschiedenen Alters von *Bartramia pomiformis*.
4 Junges Stämmchen von *Bartramia pomiformis* (140 : 1).
5 Moosstämmchenknospe am Grunde des Protonemablattes von *Georgia pellucida*.
6—8 Moosstämmchenknospen verschiedenen Alters von *Ceratodon purpureus*.
9 Querschnitt eines Protonemafadens von *Bartramia pomiformis*.
10 Querschnitt eines Protonemafadens von *Ceratodon purpureus*.
11 Zelle eines älteren Protonemafadens von *Bartramia pomiformis*.
12, 13 Moosstämmchenknospen von *Polytrichum formosum*.
14—16 Die ersten Moosblättchen von *Ceratodon purpureus*.
17—22 Die ersten Moosblättchen von *Bartramia pomiformis*.
Die Hauptsegmentwände der Figuren **14—22** sind durch dickere Linien kenntlich gemacht.

Seite 63 (Fig. 11)

Vergrößerungen: **1—7** — 37 : 1, **8—13** — 176 : 1.

1—7 Entwicklung eines jungen Stämmchens von *Funaria hygrometrica*.
8 Knospe von *Bartramia pomiformis*, längsgeschnitten.
9, 10 Junge Moosstämmchen von *Bartramia pomiformis*, längsgeschnitten. **10** zeigt bereits eine Seitenknospe, deren Scheitelzelle auch längsgeschnitten ist.

11—13 Längsgeschnittene Moosstämmchenknospen verschiedenen Alters von *Ceratodon purpureus*.
Die Hauptsegmentwände der Zeichnungen **8—13** sind durch dick ausgezogene Linien kenntlich gemacht. Auf sie folgen die Wände in der angegebenen Reihenfolge.

Seite 65 (Fig. 12): ***Georgia pellucida*** (L.) Rabenh.

Vergrößerungen: **1—15, 17—29** — 75 : 1, **16** — 49 : 1.

1—15 Wachstum eines Protonema vor der Protonemablattbildung.
16 Teil eines etwa drei Monate alten Protonema mit beginnenden Luftfäden.
17, 18 Entwicklung eines ersten,
19—28 Entwicklung eines zweiten Protonemablattes.
29 Aelteres Protonemablatt, dessen einschneidige Scheitelzelle noch nicht aufgeteilt ist.

Seite 66 (Fig. 13).

Vergrößerungen: **1—29** — 70 : 1, **30, 31, 34, 35, 37—40, 46, 47, 56, 57** — 650 : 1, **32** — 170 : 1, **33, 36, 49—51, 54, 55** — 660 : 1, **41, 45, 52, 53** — 1000 : 1, **58** — 140 : 1, **59—62** — 210 : 1.

1—13 Wachstum eines Protonema von *Polytrichum formosum*.
14—29 Entwicklung eines Luftfadens von *Georgia pellucida*.
30 Spore von *Ceratodon purpureus* — Ansicht in Luft.
31 Spore von *Ceratodon purpureus* sofort nach der Aussaat.
32 Verschiedene Keimungsstadien von *Ceratodon purpureus*.
33 Spore von *Mnium hornum* — Ansicht in Luft.
34 Spore von *Bartramia pomiformis* — Ansicht in Luft.
35 Spore von *Grimmia apocarpa* — Ansicht in Wasser.
36 Spore von *Grimmia apocarpa* — Ansicht in Luft.
37 Spore von *Grimmia pulvinata* — Ansicht in Wasser.
38 Spore von *Grimmia pulvinata* — Ansicht in Luft.
39 Spore von *Georgia pellucida* — Ansicht in Luft.
40 Spore von *Georgia pellucida* — Ansicht in Wasser.
41 Spore von *Funaria hygrometrica* — Ansicht in Luft — Rückenseite der Spore.
42 Spore von *Funaria hygrometrica* — Ansicht in Luft — Tetraederseite der Spore.
43 Spore von *Bryum caespiticium* — Ansicht in Luft — Rückenseite der Spore.
44 Spore von *Bryum caespiticium* — Ansicht in Luft — Tetraederseite.
45 Spore von *Bryum caespiticium* — Ansicht in Wasser.
46 Spore von *Leptobryum piriforme* — Ansicht in Luft — Tetraederseite.
47 Drei, noch zusammenhängende Sporen einer Sporentetrade von *Leptobryum piriforme* — Ansicht in Wasser.
48 Spore von *Pohlia nutans* — Ansicht in Luft — Tetraederseite.
49 Spore von *Pohlia nutans* — Ansicht in Luft — Rückenseite der Spore.
50, 51 Sporen von *Pohlia nutans* — Ansicht in Wasser.

52 Spore von *Polytrichum formosum* — Ansicht in Luft — Tetraederseite.
53 Spore von *Polytrichum formosum* — Ansicht in Wasser.
54 Spore von *Tortula muralis* — Ansicht in Luft — Tetraederseite.
55 Spore von *Tortula muralis* — Ansicht in Luft — Rückenseite der Spore
56, 57 Sporen von *Tortula muralis* — Ansicht in Wasser.
58 Protonema von *Tortula muralis*.
59—61 Brutzellenbildung des Protonema von *Tortula muralis*.
62 Teil eines Protonemafadens von *Polytrichum formosum*.

Aufnahmezeiten der einzelnen Nummern
(Seite 55—57, Fig. 1—3).

A — 8. 5. 1928; 9^{20}
B — 9. 5. 1928; 7^{30}
C — 11. 5. 1928; 9^{00}
D — 12. 5. 1928; 9^{00}
E — 13. 5. 1928; 9^{00}
F — 14. 5. 1928; 9^{00}
G — 15. 5. 1928; 9^{00}
H — 16. 5. 1928; 9^{00}
I — 16. 5. 1928; 21^{00}
K — 17. 5. 1928; 9^{00}
L — 18. 5. 1928; 9^{00}
M — 20. 5. 1928; 9^{30}
N — 21. 5. 1928; 9^{40}
O — 22. 5. 1928; 9^{50}
P — 23. 5. 1928; 12^{00}
Q — 24. 5. 1928; 9^{00}
R — 28. 5. 1928; 10^{00}
a — 8. 6. 1928; 18^{30}
b — 9. 6. 1928; 20^{40}
c — 11. 6. 1928; 18^{10}
d — 14. 6. 1928; 15^{30}
e — 17. 6. 1928; 20^{20}
f — 21. 6. 1928; 8^{10}
g — 2. 7. 1928; 15^{45}
h — 11. 7. 1928; 8^{05}
i — 16. 7. 1928; 9^{50}

Aufnahmezeiten der Nummern 2—15, 17—21 (Seite 58, Fig. 4).

2 — 9. 6. 1928; 16^{40}
3 — 11. 6. 1928; 19^{00}
4 — 15. 6. 1928; 16^{00}
5 — 16. 6. 1928; 16^{15}
6 — 18. 6. 1928; 19^{30}
7 — 21. 6. 1928; 17^{30}
8 — 11. 6. 1928; 19^{00}
9 — 14. 6. 1928; 16^{00}
10 — 16. 6. 1928; 16^{15}
11 — 18. 6. 1928; 19^{20}
12 — 21. 6. 1928; 17^{20}
13 — 25. 6. 1928; 20^{20}
14 — 29. 6. 1928; 21^{40}
15 — 4. 7. 1928; 19^{45}
17 — 24. 10. 1928; 19^{57}
18 — 26. 10. 1928; 9^{00}
19 — 29. 10. 1928; 9^{03}
20 — 31. 10. 1928; 16^{00}
21 — 1. 11. 1928; 18^{00}

Aufnahmezeiten der Nummern 1—9, 12—20
(Seite 59, Fig. 5).

1 — 6. 6. 1928; 19^{10}
2 — 15. 6. 1928; 16^{25}
3 — 19. 6. 1928; 9^{25}
4 — 21. 6. 1928; 8^{00}
5 — 22. 6. 1928; 16^{00}
6 — 25. 6. 1928; 20^{00}
7 — 26. 6. 1928; 10^{30}
8 — 29. 6. 1928; 16^{10}
9 — 5. 7. 1928; 9^{55}
12 — 12. 6. 1928; 16^{25}
13 — 14. 6. 1928; 21^{10}
14 — 19. 6. 1928; 10^{00}
15 — 22. 6. 1928; 16^{30}
16 — 26. 6. 1928; 15^{10}
17 — 30. 6. 1928; 12^{25}
18 — 5. 7. 1928; 16^{50}
19 — 7. 7. 1928; 15^{15}
20 — 17. 7. 1928; 20^{00}

Aufnahmezeiten der Nummern 2—11 (Seite 60, Fig. 6).

2 — 20. 6. 1928; 22^{00}
3 — 23. 6. 1928; 8^{00}
4 — 26. 6. 1928; 8^{00}
5 — 30. 6. 1928; 11^{20}
6 — 5. 7. 1928; 9^{30}
7 — 7. 7. 1928; 17^{00}
8 — 11. 7. 1928; 17^{25}
9 — 18. 7. 1928; 10^{25}
10 — 23. 7. 1928; 18^{20}
11 — 2. 8. 1928; 17^{15}

Aufnahmezeiten der Nummern 6—16 (Seite 61, Fig. 7).

6 — 24. 5. 1928; 7^{30}
7 — 25. 5. 1928; 20^{25}
8 — 26. 5. 1928; 20^{10}
9 — 29. 5. 1928; 15^{45}
10 — 31. 5. 1928; 11^{45}
11 — 2. 6. 1928; 12^{20}
12 — 3. 6. 1928; 11^{25}
13 — 5. 6. 1928; 14^{25}
14 — 6. 6. 1928; 7^{00}
15 — 8. 6. 1928; 8^{15}
16 — 9. 6. 1928; 16^{16}

Aufnahmezeiten der Nummern 3—10, 12—31 (Seite 62, Fig. 8).

3 — 18. 6. 1928; 22^{15}
4 — 21. 6. 1928; 19^{40}
5 — 26. 6. 1928; 14^{15}
6 — 30. 6. 1928; 15^{20}
7 — 7. 7. 1928; 16^{15}
8 — 11. 7. 1928; 16^{45}
9 — 16. 7. 1928; 17^{50}
10 — 22. 7. 1928; 11^{15}
12 — 4. 10. 1928; 18^{00}
13 — 8. 10. 1928; 13^{57}
14 — 12. 10. 1928; 21^{57}
15 — 16. 10. 1928; 19^{57}
16 — 20. 10. 1928; 19^{02}
17 — 21. 10. 1928; 15^{00}
18 — 22. 10. 1928; 15^{00}
19 — 3. 11. 1928; 19^{20}
20 — 26. 11. 1928; 20^{00}
21 — 11. 12. 1928; 20^{40}
22 — 11. 7. 1928; 15^{45}
23 — 21. 7. 1928; 11^{58}
24 — 25. 7. 1928; 14^{02}
25 — 1. 8. 1928; 8^{00}
26 — 8. 8. 1928; 11^{00}
27 — 4. 10. 1928; 18^{05}
28 — 9. 10. 1928; 10^{20}
29 — 19. 10. 1928; 16^{30}
30 — 29. 10. 1928; 13^{50}
31 — 8. 11. 1928; 18^{30}

Aufnahmezeiten der Nummern 3—18 (Seite 63, Fig. 9).

3 — 9. 5. 1928; 8^{56}
4 — 10. 5. 1928; 14^{00}
5 — 11. 5. 1928; 20^{10}
6 — 13. 5. 1928; 7^{52}
7 — 16. 5. 1928; 7^{53}
8 — 17. 5. 1928; 7^{54}
9 — 18. 5. 1928; 7^{48}
10 — 19. 5. 1928; 7^{56}
11 — 22. 5. 1928; 19^{20}
12 — 24. 5. 1928; 14^{25}
13 — 25. 5. 1928; 21^{15}
14 — 26. 5. 1928; 6^{55}
15 — 28. 5. 1928; 18^{40}
16 — 31. 5. 1928; 8^{30}
17 — 2. 6. 1928; 16^{55}
18 — 4. 6. 1928; 19^{35}

Aufnahmezeiten der Nummern 1—7 (Seite 63, Fig. 11).

1 — 19. 11. 1928; 19^{00}
2 — 20. 11. 1928; 12^{20}
3 — 21. 11. 1928; 11^{30}
4 — 21. 11. 1928; 20^{40}
5 — 22. 11. 1928; 15^{00}
6 — 23. 11. 1928; 21^{00}
7 — 26. 11. 1928; 14^{30}

Aufnahmezeiten der Nummern 1—15, 17—28
(Seite 65, Fig. 12).

1	19. 10. 1928;	10^{30}	
2	20. 10. 1928;	19^{45}	
3	21. 10. 1928;	19^{45}	
4	23. 10. 1928;	10^{02}	
5	27. 10. 1928;	8^{50}	
6	29. 10. 1928;	9^{55}	
7	31. 10. 1928;	17^{20}	
8	3. 11. 1928;	18^{40}	
9	8. 11. 1928;	12^{00}	
10	16. 11. 1928;	12^{15}	
11	26. 11. 1928;	16^{45}	
12	1. 12. 1928;	11^{30}	
13	6. 12. 1928;	12^{00}	
14	11. 12. 1928;	21^{30}	
15	16. 12. 1928;	10^{00}	
17	6. 11. 1928;	19^{50}	
18	7. 11. 1928;	21^{50}	
19	17. 11. 1928;	18^{45}	
20	18. 11. 1928;	10^{00}	
21	18. 11. 1928;	21^{00}	
22	19. 11. 1928;	15^{40}	
23	20. 11. 1928;	11^{40}	
24	21. 11. 1928;	9^{20}	
25	21. 11. 1928;	19^{50}	
26	22. 11. 1928;	12^{10}	
27	23. 11. 1928;	18^{00}	
28	24. 11. 1928;	15^{30}	

Aufnahmezeiten der Nummern 1—27 (Seite 66, Fig. 13).

1	21. 10. 1928;	21^{30}	
2	15. 11. 1928;	16^{42}	
3	18. 11. 1928;	21^{10}	
4	20. 11. 1928;	14^{50}	
5	21. 11. 1928;	20^{50}	
6	22. 11. 1928;	20^{20}	
7	25. 11. 1928;	11^{55}	
8	28. 11. 1928;	21^{30}	
9	30. 11. 1928;	18^{20}	
10	2. 12. 1928;	11^{35}	
11	4. 12. 1928;	18^{00}	
12	9. 12. 1928;	14^{50}	
13	11. 12. 1928;	16^{00}	
14	19. 10. 1928;	20^{02}	
15	20. 10. 1928;	19^{35}	
16	21. 10. 1928;	19^{40}	
17	22. 10. 1928;	16^{00}	
18	23. 10. 1928;	9^{45}	
19	24. 10. 1928;	20^{25}	
20	25. 10. 1928;	14^{55}	
21	27. 10. 1928;	8^{55}	
22	28. 10. 1928;	21^{00}	
23	29. 10. 1928;	9^{40}	
24	30. 10. 1928;	16^{00}	
25	31. 10. 1928;	16^{55}	
26	1. 11. 1928;	18^{30}	
27	3. 11. 1928;	18^{30}	
28	5. 11. 1928;	19^{20}	
29	7. 11. 1928;	21^{20}	

Lebenslauf.

Am 4. September 1900 wurde ich, Emma Karoline Oberheidt, als Tochter des Betriebsführers Carl Ferdinand Oberheidt zu Linden (Ruhr), Kreis Hattingen (jetzt Bochum-Linden-Dahlhausen) geboren. Ich besitze die preußische Staatsangehörigkeit und bin evangelischen Bekenntnisses.

Von Ostern 1907 bis Ostern 1911 besuchte ich die Volksschule zu Weitmar bei Bochum (jetzt Bochum-Weitmar), von Ostern 1911 bis Ostern 1922 das Städtische Lyzeum und Oberlyzeum zu Bochum. Dort bestand ich am 16. März 1921 die Reifeprüfung, am 31. März 1922 das Lehramtsexamen. Danach war ich bis zum Januar 1924 in der Bibliothek des Allgemeinen Knappschaftsvereins zu Bochum tätig. Im Winter-Semester 1924/25 studierte ich an der Universität Münster Physik, vom Sommer-Semester 1925 bis zum Sommer-Semester 1929 einschließlich an der Universität Marburg Mathematik und Naturwissenschaften. Am 8. Februar 1926 legte ich an der Oberrealschule zu Marburg eine Ergänzungsprüfung ab, durch die ich das Reifezeugnis einer Oberrealschule erwarb. Das Rigorosum bestand ich am 7. Mai 1930 und die mündliche Prüfung für das Lehramt an höheren Schulen am 11., 12. und 18. Juli 1930. Seit dem 1. Oktober 1930 stehe ich im Vorbereitungsdienst beim Staatlichen Pädagogischen Bezirksseminar in Gelsenkirchen.

Meinen akademischen Lehrern in Marburg: Herrn Prof. Dr. Alverdes, Herrn G.-R. Prof. Dr. von Auwers, Herrn Prof. Dr. Clausen, Herrn Prof. Dr. Fraenkel, Herrn G.-R. Prof. Dr. Grüneisen, Herrn G.-R. Prof. Dr. Hensel, Herrn G.-R. Prof. Dr. Korschelt, Herrn Prof. Dr. Krafft, Herrn Prof. Dr. Meerwein, Herrn Prof. Dr. Neumann, Herrn Prof. Dr. Nordhausen, Herrn Prof. Dr. C. Schaefer, Herrn Prof. Dr. F. A. Schulze, Herrn Prof. Dr. Strecker, Herrn Prof. Dr. Weigel bin ich zu aufrichtigem Danke verpflichtet.